

BULLETIN

DU

DÉPARTEMENT DE L'AGRICULTURE

AUX

INDES NÉERLANDAISES.

N^o. I.

BUITENZORG

IMPRIMERIE DU DÉPARTEMENT

1906.

BULLETIN

DÉPARTEMENT DE L'AGRICULTURE

Digitized by the Internet Archive
in 2025

CUPULIFEREN

in dem Herbar zu Buitenzorg, bearbeitet

von

O. VON SEEMEN.

Von dem Departement van Landbouw zu Buitenzorg wurden mir 310 Nummern Cupuliferen aus Ostasien zur Durchsicht und Bestimmung übergeben. Der grösste Teil davon gehörte dem Malayischen Gebiet an und war als wildwachsend gesammelt, oder als cultiviert dem botanischen Garten in Buitenzorg entnommen. Besonders bemerkenswert erschien das von der Expedition *Nieuwenhuis* und von *Hallier* auf *Borneo* gesammelte Material; nicht weniger als fünf neue Arten waren dabei.

Die Mehrzahl der Exemplare konnte sicher, oder wenigstens mit Wahrscheinlichkeit bestimmt werden. Es sei hier besonders dringend darauf hingewiesen, das zur sicheren Bestimmung der Cupuliferen Blattzweige allein, oder Blattzweige mit *lose* beigefügten Früchten in den meisten Fällen nicht ausreichen.

Blattzweige haben nicht nur bei den verschiedenen Arten der Cupuliferen eine solche Ähnlichkeit mit einander, dass eine sichere Entscheidung zu welcher Art sie gehören, nicht möglich ist; ausserdem ähneln sie aber auch bei den Ost-asiatischen Arten oft Arten anderer Pflanzenfamilien, so z. B. Arten der Euphorbiaceen, der Rubiaceen und Lauraceen in dem Maasse, dass eine Unterscheidung nur nach den Blattzweigen ausgeschlossen erscheint.

Lose beigefügte Früchte geben zunächst kein Bild von dem Fruchtstande und bieten sodann auch keine Gewähr, dass sie wirklich zu den Blattzweigen gehören.

Das vorliegende cultivierte Material liess vielfach eine nicht unerhebliche Veränderung, sowohl der Blätter als der Früchte, dem wildwachsenden Material gegenüber erkennen; namentlich fiel diese Erscheinung bei *Quercus sundaica* Blume, *Q. sericea* Scheff. und *Q. Rajah* Hance auf.

A. QUERCUS L. Gen. Pl. Ed. I (1737) 291, n. 726; Sp. Pl. II (1753) 994.

Section I. *Lepidobalanus* King An. Roy. Bot. Gard. Calcutta II (1889) 19.

Q. serrata Thunb. Fl. Jap. (1784) 176.

Khasya Hills leg. Griffith; Upper Assam: Naga Hills leg. Masters; Japonia: Yokohama leg. Em. Weiss.

Q. serrata* var. *chinensis Wenzig in Jahrb. Bot. Gart. Berlin IV (1886) 221.

Q. Griffithii Hook. f. et Thoms. in DC. Prodr. XVI, 2 (1864) 14.

Assam, Mt. Khasia, leg. Masters.

Q. glandulifera Blume in Mus. Bot. Lugd. Bat. I (1850) 295.

Japonia: Yokohama, Hiogo leg. Em. Weiss, Mohnika leg. Teysmann; Herb. Hort. Bog.? n. 11420.

Q. incana Roxb. Hort. Beng. (1814) 113.

India sept. (Simla) leg. Griffith.

Section II *Cyclobalanopsis* King l. c.

Q. glauca Thunb. Flor. Jap. (1784) 175.

Khasia Hills leg. Griffith; Japonia: Mohnika, leg. Teys-

mann, Nagasaki, Totska, Hiogo, leg. Em. Weiss; Herb. Hort. Bog. n. 11419.

Q. Treubiana O. v. Seemen, n. sp.

Dünnastig; *Zweige*: dunkelbraun (junge Triebe: dicht rostbraun filzig behaart); *Blätter* kurz gestielt (Stiel: bis 0,7 cm. lang, dünn, kurz rostbraun behaart, später kahl), lanzettlich, spitz, am Grunde spitz oder stumpflich, bis 6 cm. lang, 1,5 cm. breit; ganzrandig, oberseits glänzend und kahl, unterseits matt und kurz rostbraun behaart, später kahl; *Mittelrippe*: oberseits etwas vertieft, unterseits scharf hervortretend; *Seitenerven*: bis 8 Paare, oberseits kaum bemerkbar, unterseits fein hervortretend; *Adernetz*: weitmaschig, auf beiden Blattflächen kaum bemerkbar; *Früchte*: einzeln oder zu zweien kurz gestielt (Stiel: bis 0,6 cm. lang), kreiselförmig, am oberen Ende gestutzt, bis 0,6 cm. hoch, 0,7 cm. am oberen Ende im Durchmesser; *Näpfchen*: die Eichel fast ganz einschliessend, nur eine kleine Oeffnung lassend, mit 4 nicht verwachsenen Ringen umzogen (Ringe: flach, breit, am oberen Rande bogig gezackt, kurz graubraun filzig behaart); *Eichel*: nur mit einer kurzen, graubehaarten Spitze aus dem Näpfchen hervortretend.

Borneo: Liang gagang leg. Hallier Nr. 2915.

Steht in der Gruppe *Cyclobalanopsis* der *Q. salicina* Bl. nahe, die jedoch stumpfe, in dem unteren Teil stark verschmälerte und auf beiden Flächen fast gleichfarbige Blätter, sowie grössere, halbkugelförmige Näpfchen besitzt, welche die breiten ovalen Eicheln nur bis zu ihrer halben Höhe einschliessen.

Q. argentata Korth. in Verh. Nat. Gesch. Bot. (1839-42) 215, t. 47, f. 1-17.

Java leg. Forbes n. 85, 585; Borneo: Liang gagang n. 2864 et Amai Ambit n. 3349 leg. Hallier; Bangka.

Q. lineata Blume Bijdr. (1825) 523 (non Miq.).

Java: Bandoeng leg. Teysmann; Sikkim leg. T. Anderson.

Q. lineata var. Merkusii Wenzig in Jahrb. Bot. Gart. Berlin IV (1886) 232.

Java, leg. Blume, Forbes n. 572; Bangka: Batoe balai, leg. Teysmann; Sumatra; Herb. Hort. Bog. n. 11472, 11480.

Q. lineata var. oxyrhyncha = **Q. oxyrhyncha** Miq. Flor. Ind. Bat. Suppl. I (1860) 347.

Sumatra W.K.: Alahan pandjang leg. Teysmann.

Q. lamellosa Smith in Rees' Cycl. XXIX (1819) 23. Sikkim: Himalaya leg. Henderson.

Q. Championi Benth. in Hook. Journ. (1854) 113. Hongkong, leg. Em. Weiss.

Section III Pasania King l. c.

Q. glabra Thunb. Flor. Jap. (1784) 175.

Q. Kunstleri King in Hook. fil. Flor. Br. Ind. V (1888) 606.

Mt. Khasya, leg. Griffith; Borneo: Amai Ambit leg. Hallier n. 3383.

Q. Amherstiana Wall. Cat. (1828-29) 2783, (pro part.).

Tenasserim: Moulmein leg. Falconer.

Q. Falconeri Kurz in Journ. As. Soc. Beng. XLIV (1875) II, 197.

Tenasserim: Moulmein leg. Falconer.

? **Q. crassinervia** Blume in Mus. Bot. Lugd. Bat. I (1849-51) 292 et O. v. Seemen in Engler's Bot. Jahrb. XXVII, 5 (1900) 12.

Herb. Hort. Bog. n. 11474.

Q. thalassica Hance in Hook. Journ. (1849) 176. Arch. Ind? Japonia: Mohnika leg. Teysmann.

Q. rufa O. v. Seemen n. sp.

Kurzüstig; *Rinde*: dunkel-schwarzbraun; *Zweige*: feinwarzig, sehr kurz braun-sternhaarig; *Blätter*: kurz gestielt (Stiel: bis 0,7 cm. lang, sehr kurz rotbraun-sternhaarig), lederartig, oval bis oblong, bis 10 cm. lang, 5 cm. breit, am oberen Ende abgerundet oder stumpf, am unteren Ende spitz, ganzrandig (Rand zurückgekrümmt), oberseits zerstreut (auf der Mittelrippe dichter) sehr kurz rotbraun-sternhaarig, unterseits kurz und dicht-rotbraun-sternhaarig-filzig; Mittelrippe: oberseits wenig, unterseits breit und stark hervortretend; Seitennerven: 5-8 Paare, schräge nach dem oberen Blattende gerichtet, oberseits etwas vertieft, unterseits breit und stark hervortretend; Adernetz: auf beiden Blattflächen kaum bemerkbar; *Blütenähren*: steif aufrecht verästelt, etwa halb so lang als die Blätter, kurz rotbraun-sternhaarig; *Früchte*: an langer Spindel einzeln oder zu zweien, sitzend; Nüpfchen (Cupula): flachschalenförmig, bis 2 cm. im Durchmesser, 0,5 cm. hoch, dicht und kurz rotbraun behaart; Schuppen: kurz breit-dreieckig spitz; Eichel (Glans): oval, bis 2,2 cm. lang, 1,8 cm. im Durchmesser, spitz, nur in dem untersten Teil (bis 0,3 cm.) von der Cupula eingeschlossen.

Borneo: Klam leg. Hallier Nr. 2481.

Steht augenscheinlich der *Q. monticola* King in Ann. of the Roy. Bot. Gard. Calcutta II (1889) 44 nahe, bei welcher jedoch die Blätter kleiner, oberseits kahl und unterseits kurz grau sternhaarig sind. Ausserdem ist hier die Eichel (Glans) kürzer und in der oberen Hälfte konisch.

Gehört zur Gruppe *Pasania*.

Q. dealbata Hook. et Thoms. in H. Boiss. (non Wall., nec Royle) in DC. Prodr. XVI, 2 (1864) 84.

Mt. Khasia, leg. Griffith.

Q. spicata Smith in Rees' Cycl. XXIX (1819) 12.

Bangka: Soengei Selan leg. Teysmann n. 11448; ? Java, leg. Vorderman; ? Khasia Hills, leg. Griffith; ? Tennasserim: Moulmein leg. Falconer; ? Herb. Hort. Bog. n. 11487.

Q. spicata var. gracilipes Miq. Ann. Mus. Bot. Lugd. Bat. I (1863-1864) 106.

Java; ? Herb. Hort. Bog. n. 11481.

Q. spicata var. depressa King Ann. of the Roy. Bot. Gard. Calcutta II (1889) 48.

Bangka: Soengei Selan leg. Teysmann n. 11401; Riouw: Singgarang leg. Teysmann n. 11417; Pulu Pinang, leg. Teysmann n. 11437.

Q. spicata var. microcalyx (Blume) Miq. Flor. Ind. Bat. I (1855) 848.

Riouw: Tandjong Pinang leg. Teysmann n. 11453; Borneo: G. Kenepai leg. Hallier n. 1719.

Q. celebica Miq. in Ann. Mus. Bot. Lugd. Bat. I (1863-64) 110.

Celebes: Menado leg. Teysmann n. 12557, 12720.

Q. Nieuwenhuisii O. v. Seemen n. sp.

Langästig; *Zweige*: schmutzig braun, zerstreut hellgrau getüpfelt, kurz zottig schmutzig braun behaart; *Blätter*: kurz gestielt (Stiel bis 0,5 cm. lang, zottig schmutzig braun behaart), oblong bis lanzettlich, bis 14 cm. lang, 4,5 cm. breit, kurz geschwänzt zugespitzt (Spitze stumpf), am Grunde spitz, ganzrandig, auf beiden Blattflächen matt, kahl und nur auf der Mittelrippe zottig schmutzig braun behaart, unterseits etwas heller; Mittelrippe: oberseits schwach, unterseits stark hervortretend; Seitennerven: bis 7 Paare, oberseits etwas vertieft, unterseits scharf hervortretend, stark gebogen und am Blattrande sich vereinigend; Adernetz: weitmaschig, oberseits kaum bemerkbar, unterseits scharf hervortretend; *Früchte*: an langen, aufrechten, kurz filzig

braun behaarten Spindeln einzeln; Näpfchen: flach schalenförmig, bis 2, 5 cm. breit, 0, 8 cm. hoch, dicht, kurz braun filzig behaart, (Rand länger und stärker behaart); Schuppen: breit, flach, undeutlich in Ringe gestellt, mit kleinen aufgesetzten scharfen Spitzen; Eichel: im unteren Teil breit cylindrisch, längsrunzelig, im oberen Teil kurz konisch, spitz, bis 2, 5 cm. hoch, 2, 3 cm. im Durchmesser, kurz braun behaart, später auf dem oberen, konischen Teil verkahlend.

Borneo: leg. Jaheri, Exp. Nieuwenhuis Nr. 1546.

Gehört zur Gruppe *Pasania*.

Q. sundaica Blume in Bat. Verh. IX (1825) 226.

Java: M. Salak, leg. Blume, M. Kawi, leg. Teysmann, Tjinjiroean leg. Van Gorkum n. 11426; Borneo: Kapoeas leg. Teysmann n. 8232, leg. Nieuwenhuis n. 626, 1115.

Q. dasystachya Miq. in Ann. Mus. Bot. Lugd. Bat. I (1863-64) 221.

Celebes: Menado leg. Riedel; Borneo: inter S. et G. Kenepai leg. Hallier n. 1486.

Q. induta. Blume in Verh. Bat. IX (1825) 220.

Java: Tjibodas leg. Scheffer, leg. Forbes n. 636; Borneo: Sebalauw leg. Teysmann n. 10924; Herb. Hort. Bog. n. 11497.

Q. pruinosa Blume in Verh. Bat. IX (1825) 217.

Java leg. Forbes n. 807.

Q. brachyclada O. v. Seemen n. sp.

Kurzästig; *Zweige*: schmutzig braungrau, warzig, klein hell getüpfelt (junge Zweige: rostbraun, kurz filzig behaart); *Blätter*: kurz gestielt (Stiel: 0, 5 cm. lang) sehr kurz braun behaart, später kahl), ei-lanzettlich, bis 9 cm. lang, 4 cm. breit, zugespitzt, ganzrandig, oberseits dunkelgrün, etwas glänzend, kahl, unterseits matt, grau, nur an der Mittelrippe sehr kurz braun behaart (später ganz kahl); Mittelrippe: oberseits wenig her-

vortretend, unterseits stärker hervortretend; Seitenner-
ven: bis 7 Paare, oberseits wenig hervortretend, unter-
seits scharf hervortretend, unregelmässig gekrümmt; Ner-
vatur engmaschig, auf beiden Blattflächen kaum hervor-
tretend; *Blütenähren* (nur weibliche vorliegend): ein-
zeln, achselständig, bis halb so lang als die Blätter; *Spin-
del*: sehr kurz braun behaart; *Früchte* (nur junge, nicht
vollständig entwickelte): einzeln, fast kugelförmig, bis
0,8 cm. im Durchmesser, die Eichel fast ganz ein-
schliessend; Schuppen: lanzettlich, spitz, sehr kurz braun
behaart; Eichel: kugelförmig.

Celebes: Lanjunga, Bonthain leg. Teysmann Nr. 14095.

Diese Eiche macht beim ersten Anblick den Eindruck
einer verkümmerten, kleinblättrigen und kleinfrüchtigen
Quercus pruinosa Bl.; die nähere Untersuchung ergibt
jedoch, wie die Diagnose zeigt, so wesentliche Abwei-
chungen von dieser Art, dass es nicht möglich erscheint,
sie zu derselben zu stellen.

Gehört zur Gruppe *Pasania*.

Q. pallida Blume Bijdr. (1825) 524.

Section IV Cyclobalanus King l. c.

Q. daphnoidea Blume Flor. Jav. I Cupulif. (1828)
28, t. 16 i.

Borneo: Amai Ambit leg. Hallier n. 3298.

Q. canocarpa Oudem. in Versl. en Mededeel. XII
(1861) 206.

Borneo: leg. Beccari n. 1207, inter G. Kelam et S.
Djemela leg. Hallier n. 2518.

Q. bancana Scheff. Observat. Phytog. II (1869)
49 (non Kurz Flor. Brit. Burm. II—{1877}—485).

Bangka leg. Teysmann n. 11443.

Q. poculiformis O. v. Seemen in Engler's Bot. Jahrb. XVII, 5 (1900) 13.

Borneo: Soengei Landak leg. Teysmann n. 11301, 11302.

Q. sericea Scheff. Observat. Phytog. (1869) 49.

Borneo: Poeloe Madjang leg. Teysmann n. 8355; Bangka: Djeboes leg. Teysmann n. 21080.

Q. Bennettii Miq. Flor. Ind. Bat. I (1855) 857.

Borneo: Amai Ambit leg. Hallier n. 3181; Bangka: Pangkal Pinang leg. Teysmann n. 11451.

Q. Wenzigiana King in Hook. fil. Flor. Br. Ind. V Part. XV (1888) 613.

Borneo: leg. Beccari n. 1208, G. Kelam leg. Hallier n. 2382.

Q. Rasa Miq. Flor. Ind. Bat. I. Suppl. (1860) 350.

Java: Bantam leg. Forbes n. 331, 334.

Q. cyrtorhyncha Miq. Fl. Ind. Bat. I. Suppl. (1860) 350.

Borneo: Sanggouw leg. Hallier n. 806; Bangka: Batoe balai leg. Teysmann.

Q. cyrtopoda Miq. Flor. Ind. Bat. I (1855) 869.

? Sumatra: Priaman leg. Diepenhorst n. 2228, 2229.

Q. Rajah Hance in Journ. of Bot. (1878) 198.

Bangka: Batoe balai leg. Teysmann n. 21085, 21086; Blitoeng leg. Teysmann n. 11182, 11183; Celebes; Herb. Hort. Bog. n. 11484, 21087.

Q. Ewijkii Korth. in Verh. Nat. Gesch. Bat. (1839-42) 212, t. 46.

Borneo: Liang Gagang leg. Hallier n. 3019.

Q. Wilhelminae O. v. Seemen n. sp.

Zweige: braun, hellgrau getüpfelt, kahl: *Blätter*: gestielt (Stiel: bis 2, 5 cm. lang, kahl), oblong bis oblong-lanzettlich, bis 16 cm. lang, 6 cm. breit, kurz zugespitzt (Spitze stumpf). am Grunde spitz, kahl, oberseits glän-

zend, unterseits matt und nur wenig heller; Mittelrippe: oberseits vertieft, unterseits breit und stark hervortretend; Seitenerven bis 14 Paare, oberseits vertieft, unterseits fein und scharf hervortretend; Nervatur: oberseits kaum bemerkbar, unterseits fein und schwach hervortretend; *Früchte*: an aufrechten, langen, braunen, kahlen Stielen einzeln sitzend; Näpfchen: schalenförmig, bis 3 cm. breit, 0,7 cm. hoch, am oberen Rande nach einwärts gebogen mit 5 schmalen Ringen umzogen kurz schmutzig grau behaart; Eichel: fast kugelförmig, bis 2,8 cm. breit, 2 cm. hoch, am Grunde gestutzt, am oberen Ende mit kurzer, aufgesetzter Spitze, kahl und nur an der Spitze schwach kurz grau behaart, nur am Grunde von dem Näpfchen bedeckt.

Borneo: Liang gagang leg. Hallier Nr. 2628.

Die Früchte sind kaum von denen der *Q. lucida* Roxb. zu unterscheiden. Die Blätter weichen jedoch namentlich durch die längere Stielung und die scharf abgesetzte Zuspitzung erheblich von dieser Art ab.

Gehört zur Gruppe *Cyclobalanus*.

Q. platycarpa Blume. Flor. Jav. I, Cupulif. (1828) 27, t. 15.

Q. costata? Blume:

Q. Teysmannii Blume Mus. Bot. Lugd. Bat. I (1849-51) 300.

Java: Tjinjircean leg. Van Gorkum n. 11430; ? Herb. Hort. Bog. n. 11400.

Q. cyclophora Endl. Gen. Pl. Suppl. IV, 2 (1847) 28.

Borneo: Liang Gagang leg. Hallier n. 2886.

Q. Eichleri Wenzig in Jahrb. Bot. Gart. Berlin IV, (1886) 236.

Perak: Larut leg. Kunstler n. 7354.

Section V Chamydobalanus King, l. c. 20.

Q. discocarpa Hance in Journ. of Bot. XII (1874) 242.

Sumatra leg. Teysmann n. 3629; Borneo: S. Kenepai leg. Hallier n. 2098; Bangka: Pangkal Pinang leg. Teysmann n. 7001.

Q. Junghuhnii Miq. Flor. Ind. Bat. I (1855) 853. Java: Bantam leg. Forbes n. 335, Kendang leg. Van Gorkum; Boeroe: Kajeli leg. Teysmann n. 16385; Soela besi leg. Teysmann n. 16384.

Q. cuspidata Thunb. Flor. Jap. (1784) 176.

Japonia; ? Java; Herb. Hort. Bog. n. 11424, 11461.

Q. lanceaefolia. Roxb. Hort. Beng. (1814) 68 et Roxb. Flor. Ind. III (1832) 624.

Pegu leg. Scott; Assam leg. Jenkins, Masters; Mt. Khasia leg. Masters, Griffith.

Q. encleisocarpa Korth. in Verh. Nat. Gesch. Bot. (1839-42) 208, t. 45:

Section VI **Lithocarpus.** King, l. c. 20.

Q. costata Blume Bijdr. (1825) 522.

Bangka leg. Teysmann; Herb. Hort. Bog. n. 11485.

Q. Hallierii O. v. Seemen n. sp.

Blätter (alte): gestielt (Stiel: bis 2 cm. lang, kahl), oblong, bis 22 cm. lang, 9 cm. breit, an beiden Enden spitz, ganzrandig, kahl, oberseits glänzend, unterseits matt; Mittelrippe: oberseits wenig, unterseits stark hervortretend; Seitenerven: bis 10 Paare, schräge von der Mittelrippe sich abzweigend, wenig gebogen; oberseits wenig, unterseits stärker hervortretend; Adernetz: engmaschig, oberseits deutlich, unterseits fein und scharf hervortretend; *Frucht*: kreiselförmig, bis 4,5 cm. lang (davon Stiel bis 1 cm. lang und ebenso dick), bis 4, 5 cm. im Durchmesser; Cupula: die Eichel ganz einschlies-

send, mit 4 flachen spiraligen Leisten umzogen; Eichel: flach kugelig, nur am obersten, flachen Teil nicht mit der Cupula verwachsen.

Borneo: Liang gagang leg. Hallier Nr. 2655.

Das vorliegende Material besteht nur aus älteren Blättern und Früchten. Gehört zur Gruppe *Lithocarpus* und steht hier der *Q. costata* Bl. und *Q. Maingayii* Benth. nahe.

Q. Beccariana Benth. in Hook. Icon. Ser. III, Vol. IV (1880-82) Pl. 1315.

Borneo leg. Beccari n. 3310.

Q. javensis Miq. Ann. Mus. Lugd. Bat. I, (1863-64) 117.

? Sumatra: Ogan oeloe leg. Teysmann; ? Bangka: Djeboes leg. Teysmann n. 3402; Lingga leg. Teysmann n. 11398.

Q. pulchra King Ann. Roy. Bot. Gard. Calcutta, II (1889) 85.

Borneo: Liang gagang leg. Hallier n. 2885.

B. CASTANOPSIS Spach. Hist. Nat. Phan. XI, (1842) 185.

C. indica A. DC. in Journ. of Bot. I (1863) 182; A. DC. Prodr. XVI, 2 (1864) 109.

Assam leg. Jenkins, Naga Hills leg. Masters; Sikkim leg. Thomson; Khasia Hills leg. Griffith; Gogalpara.

C. hystrix A. DC. in Journ. of Bot. I (1863) 182; A. DC. Prodr. XVI, 2 (1864) 111.

Sikkim: Himalaya leg. Anderson; Khasia Hills leg. Griffith.

C. Mottleyana King Ann. Roy. Bot. Gard. Calcutta II (1889) 96.

Borneo leg. Nieuwenhuis n. 684.

C. Tungurru A. DC. in Journ. of Bot. I (1863) 182; A. DC. Prodr. XVI, 2 (1864) 110.

C. javanica A. DC. in Journ. of Bot. I (1863) 182; A. DC. Prodr. XVI, 2 (1864) 111.

Java: Salak leg. Blume n. 21076, Koeningan leg. Houter: Sumatra: Lampong leg. Teysmann; Bangka: Toboali leg. Teysmann; ? Riouw: Tandjong Pinang leg. Teysmann n. 11416; Japonia.

C. argentea A. DC. in Journ. of Bot. I (1863) 182; A. DC. Prodr. XVI, 2 (1864) 112.

Java: leg. Forbes, Salak leg. Blume, Hasskarl n. 21079, Koeningan leg. Houter n. 113; Sumatra: Lampong leg. Teysmann n. 4359; Bangka: Bakem leg. Teysmann n. 11446; Boeroe leg. Binnendijk; Assam leg. Jenkins.

C. armata Spach. Hist. Nat. Phan. XI (1842) 185. Tenasserim: Moulmein leg. Falconer n. 463.

C. tribuloides A. DC. in Journ. of Bot. I (1863) 182; A. DC. Prodr. XVI, 2 (1865) 111.

Khasia Hills et Assam leg. Simons; Sikkim leg. Thomson; ? Pegu et Burmah leg. Brandis.

C. tribuloides var. ferox King in Hook. f. Flor. Br. Ind. V (1888) 623.

Khasya Hills leg. Oldham; Assam leg. Masters, Jenkins; Sikkim leg. Thomson, Anderson.

C. tribuloides var. echidnocarpa King in Hook. f. Flor. Br. Ind. V (1811) 623.

Assam et Khasya leg. Simons; Sikkim leg. Thomson.

C. sumatrana A. DC. Journ. of Bot. I (1863) 182; A. DC. Prodr. XVI, 2 (1864) 113.

Lingga: Soengei Panga leg. Teysmann n. 11457.

C. Hullettii King in Hook. f. Fl. Br. Ind. V (1888) 623.

Riouw: Poeloe Bintang leg. Teysmann n. 11445.

C. Schefferiana Hance in Journ. of Bot. XVI
(1878) 200.

Lingga leg. Teysmann n. 11441.

C. rhamnifolia A. DC. Prodr. XVI, 2 (1864) 113.

Bangka: Batoe balai leg. Teysmann, ? Soengei liat
leg. Teysmann n. 7605, 11436, 11449.

**A PROPOS D'UNE MALADIE DES COCOTIERS CAUSEE PAR
PESTALOZZIA PALMARUM COOKE.**

RAPPORT PRÉSENTÉ AU DIRECTEUR DU DÉPARTEMENT DE L'AGRICULTURE A LA SUITE D'UN VOYAGE ENTREPRIS PRÈS DE KEMPIT, RÉSIDENCE DE BANJOEWANGI, POUR ÉTUDIER LES CONDITIONS DE DÉVELOPPEMENT DE CETTE MALADIE,

PAR

Dr. Ch. BERNARD
CHEF TEMPORAIRE DES LABORATOIRES BOTANIQUES

DE BUITENZORG.

BUITENZORG
IMPRIMERIE DU DÉPARTEMENT
1906.

SOMMAIRE

I.	Introduction.— Conditions de culture.	P. 1.
II.	Etude botanique de la maladie.	P. 6.
	a) <i>Pestalozzia Palmarum</i> COOKE.	P. 6.
	Cultures de <i>Pestalozzia</i>	P. 13.
	b) <i>Helminthosporium incurvatum</i> BERN.	P. 28.
	c) <i>Ramularia Eriodendri</i> RAC.— Etc.	P. 32.
III.	Quelques remarques à propos de cette maladie	P. 34.
IV.	Conclusions.— Précautions à prendre pour lutter contre le mal. P.	38.
V.	Explication des figures	P. 42.

I. INTRODUCTION.

Le 31 Août 1905, M. le Directeur de l'Agriculture était avisé qu'une maladie assez grave s'était introduite dans une plantation de Cocotiers près de Kempit, Résidence de Banjoewangi.

L'administrateur décrivait les taches remarquées sur les feuilles, et certaines protubérances des racines qui, pensait-il, pouvaient jouer un rôle dans la maladie. Après examen d'un matériel insuffisant, on lui répondait le 12 Septembre et le 2 Octobre, que les racines étaient normales, et que les taches des feuilles étaient causées par un champignon, *Pestalozzia Palmarum*. On lui recommandait: 1° de couper et de brûler les parties malades, 2° de pulvériser sur les plantes de la bouillie bordelaise.

C'est ce qu'il fit, mais la maladie ne diminua pas d'intensité; bien au contraire, puisque le 12 et le 21 Janvier 1906, il écrivait de nouveau pour signaler les progrès terribles du mal qui se propageait avec une rapidité énorme, attaquant tous les arbres d'un terrain de 50 bouw et les tuant en peu de mois, malgré l'ablation des parties malades et l'emploi de la bouillie bordelaise.

Vu la gravité du cas et la nécessité de prendre autant que possible des mesures pour protéger les nombreux Cocotiers de la région, et d'appeler l'attention des planteurs sur l'importance de cette maladie, M. le Directeur du Département de l'Agriculture me chargea d'aller examiner sur place les ravages, étudier les conditions de développement du champignon et chercher les précautions à prendre pour éviter son extension.

Sur ces entrefaites, une lettre arrivait encore de Besoeki; le Résident insistait sur les dommages causés dans le district de Kempit et ailleurs, et demandait ce qu'il fallait faire pour éviter la contamination des cultures saines et pour guérir si possible les arbres déjà atteints.

*
* *

J'arrivai à Kempit le 31 Janvier et fis tout d'abord une enquête sur les conditions de culture.

Le propriétaire de la plantation malade possède une grande étendue de terrains couverts pour la plus grande partie de forêts vierges, mais dont 270 bouw déjà ont été déboisés et plantés de Cocotiers: 50 bouw ont été plantés il y a un peu plus d'un an, de 5000 arbres; tout près de là, 70 bouw ont été déboisés depuis peu et ont reçu 7000 arbres; enfin à 3 Kilomètres, 15000 arbres ont été plantés sur un espace de 150 bouw, il y a un peu plus d'un an. Cette dernière partie est séparée des deux premières par toute une région couverte de forêts.

J'insiste sur ces détails, l'âge des plantes et la topographie du terrain ayant eu, comme nous le verrons, une grande influence sur la propagation de la maladie.

Les jeunes plantes sont choisies très soigneusement dans la pépinière; on n'utilise que les plus vigoureuses, et on les place aussitôt après le déboisement dans le sol très riche en humus. Les conditions de culture sont donc des plus favorables; et en effet les plantes saines se développent fort bien.

Quant à l'aération, l'expérience a montré que 100 arbres par bouw sont un nombre très raisonnable; l'irrigation, l'état hygroscopique de l'atmosphère, semblent également être très propices à cette culture. Quant au

sol lui-même, l'administrateur paraît avoir introduit dans ses plantations une innovation tout à fait heureuse: Il a eu au début des difficultés considérables avec l'*Imperata arundinacea* (Alang-Alang), qui se développait énormément parmi les jeunes plantes et les étouffait. Il fallait trouver un moyen pratique de se débarrasser de cette mauvaise herbe. Il ne fallait pas songer à l'arracher: cette opération aurait occasionné des frais trop élevés, et d'ailleurs l'herbe aurait repoussé tout aussitôt. Il était nécessaire de trouver un autre végétal qui pût lutter victorieusement contre l'Alang-Alang, et qui n'en eût pas les inconvénients.

Après plusieurs essais peu avantageux, on utilisa le Kratok (*Phaseolus lunatus*), qu'on planta partout sous les Cocotiers. Cette Légumineuse a l'avantage d'être d'un développement si rapide et si luxuriant qu'elle empêche la croissance de toute autre herbe; non seulement elle s'oppose au développement de l'Alang-Alang, mais quand celui-ci existe elle l'étouffe et le détruit totalement. Comme elle ne s'élève pas très haut, elle ne gêne en rien la végétation des jeunes Cocotiers. Le sol est couvert d'un tapis très régulier et très propre, dont l'entretien se réduit à nettoyer un tout petit espace autour de chaque arbre, ce qui ne serait pas le cas s'il fallait continuellement surveiller toute la plantation et lutter contre l'envahissement des plantes nuisibles; en outre, cette légumineuse a un autre avantage: par ses nombreuses bulbilles bactériennes, elle enrichit le sol en substances azotées. Ce Kratok est d'ailleurs une plante améliorante bien connue (1),

(1) M. Bruinsma, inspecteur en chef du service des forêts, m'apprend qu'on a essayé le *Phaseolus lunatus* dans les cultures de *Tectona grandis* (voir son rapport de 1904, I. p. 6.) mais sans grand succès; les résultats obtenus par l'emploi de cette Légumineuse ne sont satisfaisants, me dit-il, que si le sol est très riche; c'est en effet le cas dans cette plantation de Cocotiers.

et on n'a fait qu'utiliser à Kempit ce principe et ce végétal comme auxiliaires dans la culture du Cocotier. On espérait pouvoir employer une Légumineuse qui fût par elle même une plante de rapport, mais aucune ne présentait les avantages spéciaux rencontrés chez celle-ci, qui, par contre, n'a pas des gousses ou des graines assez savoureuses pour fournir un aliment apprécié.

Il semble donc que toutes les conditions de culture sont excellentes, et que ce n'est pas à un défaut dans cette direction qu'il faut attribuer les dommages causés par la maladie.

Celle-ci apparut tout d'abord dans une petite plantation, et c'est de là qu'elle se propagea. Comme nous le verrons ci-dessous, elle est des plus contagieuse, et je suis convaincu qu'elle fut introduite et propagée par imprudence dans la plantation où je l'ai étudiée: l'administrateur, ignorant qu'elle pût provenir de champignons très facilement reproduits par leurs spores, s'intéressait beaucoup aux progrès du mal dans la petite plantation où il était apparu, il touchait les feuilles malades, et revenu chez lui, examinait attentivement ses propres Cocotiers, sans se douter qu'il lui était resté aux doigts les germes qui, selon toute probabilité, allaient infecter sa plantation. Nous voyons en outre, d'après sa lettre du 12 janvier, qu'il a coupé attentivement toutes les parties malades et les a brûlées; mais au lieu de les brûler sur place, il a transporté les feuilles atteintes à travers sa plantation, semant un peu partout les spores; si bien que la maladie, peu répandue au début, se trouva après cette opération avoir envahi toute une région saine jusqu'alors.

Il était urgent de relever ces imprudences et d'appeler l'attention des planteurs sur la facile dissémination des

spores et sur la nécessité de désinfecter soigneusement les mains des ouvriers occupés dans une région malade, et même les instruments de travail.

Au moment de mon séjour à Kempit, dans les 50 bouw plantés il y a un an, il n'y avait pour ainsi dire pas un seul des 5000 arbres qui ne fût pas atteint. Plus de la moitié des plantes étaient si gravement malades, qu'il n'y avait plus d'espoir de les sauver; 1000 environ étaient mortes, dont 650 déjà avaient été remplacées dernièrement par de jeunes pieds. C'est dans cette parcelle que l'administrateur coupa les feuilles malades, qu'il transporta malheureusement à travers les 70 bouw encore sains; il les contamina, puisqu'il s'aperçut deux mois plus tard qu'une partie des 7000 arbres étaient déjà plus ou moins malades. Les 15000 arbres plantés dans les 150 bouw séparés des précédentes parcelles par 3 Km. environ de terrains boisés, étaient encore indemnes.

La maladie, cela ne fait aucun doute, est due directement au champignon. Ce parasite n'est pas d'apparition secondaire sur des plantes dans de mauvaises conditions. Certainement, comme nous le verrons plus loin, *Pestalozzia* au moment de son apparition, est favorisé par l'âge des plantes; mais qu'il soit la cause primordiale des ravages, cela résulte des expériences suivantes: deux Cocotiers très vigoureux, sains l'un et l'autre, étaient situés loin de la plantation malade et isolés près d'un Kampong; l'administrateur plaça dans l'un un bouquet de feuilles où la maladie était déjà fort avancée. Après deux mois, (C'est le laps de temps généralement constaté que l'on pourrait appeler la *période d'incubation* de la maladie, c'est à dire le temps qui s'écoule entre le moment où la contamination a eu lieu, et celui où l'on perçoit les premières manifestations extérieures du mal) après deux mois, dis-je, cet arbre portait sur ses feuilles les taches

caractéristiques, taches qui grandissaient, et occasionnaient trois mois plus tard (donc cinq mois après la contamination), la mort de l'arbre; l'arbre voisin, non contaminé, était resté sain et vigoureux. Il n'y a donc pas de doutes à avoir sur la cause de la maladie et sa facile propagation par contagion.

*
* *

II. ETUDE BOTANIQUE DE LA MALADIE.

a). *Pestalozzia Palmarum* Cooke.

Les plantes ayant été contaminées, elles apparaissent pendant deux mois encore vigoureuses et bien portantes; mais après ce temps, si l'on observe les feuilles à la lumière, on aperçoit de petits points blancs transparents, plus ou moins nombreux, selon la gravité du cas; c'est le commencement de la maladie. Bien vite ces points blancs, à peine visibles d'abord, s'accroissent, deviennent jaunes-brunâtres au centre, atteignent rapidement une dimension de 2-5 mm. et plus, formant une tache jaune-brunâtre plus ou moins régulièrement elliptique et bordée d'une étroite zone de 1/4-1/2 mm. blanche, un peu jaunâtre et translucide (Pl. I). Une coupe dans la partie malade montre à ce moment-là un contraste remarquable entre les tissus frais, bien verts, bien turgescents, et les parties atteintes, brunâtres et comme flétries. Il est difficile de constater les hyphes du champignon dans les tissus. Ces filaments, extrêmement minces et hyalins se confondent avec les membranes entre lesquelles ils se glissent; cependant, par l'emploi de réactifs appropriés, on arrive à les déceler. Dans les tissus où la maladie n'est pas encore très avancée, par exemple dans la zone

blanchâtre qui borde les taches jaunes, on peut constater un fait bien connu des botanistes qui ont étudié le parasitisme: à l'approche des filaments mycéliens il y a dans les cellules menacées une sorte d'excitation: le noyau devient un centre plus actif, il sécrète probablement des substances qui doivent protéger la cellule contre l'ennemi; quoiqu'il en soit, cette activité exagérée se manifeste extérieurement par des hypertrophies, des déformations, une colorabilité plus intense; ces phénomènes sont bien visibles dans le cas qui nous occupe (1).

Bientôt, la tache s'étant accrue encore, jusqu'à mesurer $1\frac{1}{2}$ -2 cm. et plus, et ayant gardé sa forme générale plus ou moins elliptique, conserve dans ses bords sur une largeur de 1-3 mm. une teinte brunâtre; elle est toujours bordée de l'étroite zone blanche de pénétration; c'est une preuve que le champignon est encore actif et continue à s'insinuer dans les tissus; par contre le centre des taches est desséché, les tissus sont morts et ont pris une teinte assez claire, brun-grisâtre, livide (Pl. I). En coupe, on aperçoit les tissus de la feuille profondément désorganisés, le contenu des cellules a disparu totalement, il ne reste que des fragments de membranes et les parois des cellules fibreuses ou ligneuses. C'est dans cette région desséchée qu'apparaîtront, à la face inférieure comme à la face supérieure des feuilles, de petits points noirs assez nombreux et irrégulièrement disposés, et qui sont les organes reproducteurs du champignon. Sur une surface mesurant environ 4 mm², j'ai pu compter 30 de ces petites pustules noires elliptiques, dont la plus grande mesurait 0,44 mm. de long, sur 0,25 de large, et la plus petite 0.11 mm. de long sur 0,06 de large. L'examen

(1) Voir la bibliographie de ce point spécial in BERNARD, Embryologie des plantes parasites, Journal de Botanique, 1903.

microscopique m'a démontré qu'il s'agissait bien du genre *Pestalozzia* et de l'espèce *P. Palmarum* Cooke.

Comme on trouve dans la bibliographie relative aux Indes Néerlandaises fort peu de renseignements sur cette maladie qui, si l'on n'y remédiait, pourrait devenir fort grave, j'ai pensé devoir publier ici ces remarques et quelques indications sur ce champignon.

SACCARDO ¹⁾ divise les *Fungi imperfecti* en *Sphaeropsideae*, *Melanconieae* et *Hyphomycetes*. Les Mélanconiées sont subdivisées en sections selon le nombre et la couleur des cellules conidiennes, et nous trouvons parmi les *Phragmosporeae* le genre *Pestalozzia* De Not., avec environ 80 espèces; page 796, nous lisons: „*P. Palmarum* Cooke, in „*Grevillea*, t. 86, fig. 3.— Erumpens, atra, gregaria vel „sparsa; acervulis sphaeriaeformibus: conidiis fusiformibus, „quadrisepatis, pallide fuscis, triaristatis, stipite elongato, „hyalino, 15=5-6 (parte colorata)— Hab. in fructu ger- „minante et foliis putrescentibus *Cocos nuciferae*.” Comme nous le verrons, nos échantillons concordent dans les grandes lignes avec cette description.

Les auteurs ont généralement admis les subdivisions établies par SACCARDO chez les *Fungi imperfecti*. Ainsi SORAUER ⁽²⁾ P. 399, dit à propos de *Pestalozzia*: „Die „Conidien der unter der Oberhaut der Pflanzenteile an- „gelegten Häufchen, sind oblong, 3= bis vielfächerig, „meist mit gefärbten Fächern oder wenigstens die mitt- „leren gefärbt, und die farblose Spitze mit einer oder „mehreren Borsten gekrönt: auf fadenförmigen Basidien.” Il indique *P. Phoenicis* Grév. et *P. fuscescens* Sor. comme causant des maladies des Palmiers, mais ils n'ont rien à voir avec le nôtre.

(1) SACCARDO.— Sylloge Fungorum. III. *Sphaeropsideae* et *Melanconieae*.

(2) SORAUER.— Handbuch der Pflanzenkrankheiten. 20^e Aufl. Vol. II 1886.

TUBEUF ⁽¹⁾ ne s'éloigne pas davantage à propos de *Pestalozzia* (P. 508) des classifications et descriptions de SACCARDO.

LINDAU ⁽²⁾ décrit comme suit le genre *Pestalozzia* (P. 411): „Sporenlager unter der Oberhaut, zuletzt hervorbrechend, scheibig oder kissenförmig, schwarz. Sporen länglich, drei bis mehrzellig, gefärbt, bisweilen die Endzellen hyalin, an der Spitze mit einer oder mehreren hyalinen Borsten. Sporenträger fädig.— Ueber 170 Arten. Viele sind gefährliche Parasiten.“ Il n'a donc fait que se rattacher aux données de SACCARDO.

De même ALLESCHER ⁽³⁾ P. 676, et BRIOSI et CAVARA ⁽⁴⁾ IV 1892, VII et VIII 1893.

Pour Java, PENZIG et SACCARDO ⁽⁵⁾ citent (P. 97, Pl. LXVI) un *P. leucodisca* P. et S. qui n'a rien à faire avec le type qui nous occupe.

Par contre, je dois citer textuellement RACIBORSKI ⁽⁶⁾ qui donne une brève description de la maladie causée par *P. Palmarum* (P. 32): „*Pestalozzia Palmarum* Cooke.— „Diese Blattkrankheit tritt ebenso an alten Bäumen, wie an jungen Pflanzen auf; stark schädigend habe ich dieselbe nur an jungen Cocosnussanpflanzungen gesehen. „Dicht nebeneinander ausgepflanzte Cocosnüsse an einer geschützten Stelle waren so stark beschädigt, dass die Hälfte der noch jungen Blätter vertrocknete“.

„Diese Krankheit zeigt sich in Gestalt kleiner runder, dann länglich eiförmigen Flecken die zunächst nur etwa 1 mm. breit sind, bald jedoch eine Länge von 1 cm. und noch mehr erreichen. Im Centrum

(1) TUBEUF.— Pflanzenkrankheiten. 1895.

(2) ENGLER und PRANTL. (LINDAU).— Pflanzenfamilien. I. 1. 1900.

(3) RABENHORST. (ALLESCHER).— Kryptogamenflora. I. 7. 1902.

(4) BRIOSI et CAVARA.— I Funghi parassiti.

(5) PENZIG et SACCARDO.— Icones Fungorum javanicorum. 1904.

(6) RACIBORSKI.— Parasitische Algen und Pilze Java's. 1900.

„sind die Flecken zunächst dunkelbraun, von einer gelben 1-2 mm. breiten Verbreitzungszone umgeben, bald jedoch stirbt das Centrum ab, wird dunkler, nach dem längeren Ausbleichen an der Sonne weisslich. An diesen dunkelen Stellen brechen unregelmässig winzig kleine Häufchen der Pestalozziasporen, so wohl an der Unterseite wie an der Oberseite des Blattes hervor. Die Sporen sind spindelförmig und werden aus 3 centralen grösseren braunwandigen Zellen und 2 durchsichtigen Spitzenzellen gebildet. Die apicale Zelle trägt 3 dünne abstehende Anhängsel. Die Spore ist bis 20 μ lang, 5 μ breit, die farblosen Anhängsel 8-10 μ lang.”

Dans l'exsiccata N° 44, je trouve un fragment de jeune feuille de Cocotier attaquée par *Pestalozzia* et récoltée à Klaten (Vorstenlanden, Java). Malheureusement les descriptions de Raciborski ne sont pas illustrées, et les échantillons d'herbier généralement bien incomplets ne peuvent donner une idée satisfaisante du parasite.

Enfin ZIMMERMANN ⁽¹⁾ décrit (P. 74) un *Pestalozzia* qu'il a observé sur les fruits du Café et qu'il nomme *P. Coffeae*. Il décrit les spores 5-cellulaires, longues de 25 μ , larges de 5-6, munies de 3 cils à la cellule apicale hyaline et d'un court style à la cellule inférieure, hyaline aussi. Des trois autres cellules, qui sont brunes, l'inférieure est de teinte plus claire que les deux autres. Tous ces caractères concordent avec ceux de *P. Palmarum* Cooke. ZIMMERMANN du reste ajoute: „Si cette espèce est identique avec une de celles déjà connues, je ne puis l'affirmer avec certitude; pour cela, je lui ai provisoirement donné un nouveau nom.” Il y aurait toute une série d'intéressantes expériences à faire à ce sujet, afin de se rendre compte s'il y a identité entre le

(1) ZIMMERMANN.— Mededeelingen uit 's Lands Plantentuin. LXVII, 1904.

Pestalozzia du Caféier et celui du Cocotier. Cette constatation pourrait avoir une certaine importance pratique. ZIMMERMANN en outre pense qu'il est probable que *Pestalozzia*, rencontré ici et là sur les fruits du Café, n'est qu'une apparition secondaire et qu'il ne cause pas grands dommages.

Nous avons vu que, dans les parties desséchées des feuilles, apparaissent de petites pustules noires qui ne sont pas autre chose que les organes reproducteurs de *Pestalozzia*. Les auteurs sont loin d'être d'accord au sujet de ces formations. Les uns, comme SORAUER (l. c. P. 378) s'expriment ainsi: „Es sind also Knospenbehälter die wir als Spermogonien und Pycniden von Pyrenomyceten ansehen müssen". La plupart ont préféré attendre avant d'homologuer ces organes, d'être un peu plus renseignés sur les *Fungi imperfecti*.

Quoiqu'il en soit, une coupe de feuille (fig. 10), qui passe à travers un de ces petits corpuscules, montre sous l'épiderme une cupule tapissée par des filaments serrés de champignon, et bourrée de conidies brun foncé. La cupule étant mûre, l'épiderme crève et les conidies sont répandues au dehors. Si l'on examine à un faible grossissement la face d'une feuille dans le voisinage d'une de ces pustules arrivées à maturité, on aperçoit une multitude de microscopiques points foncés; ce sont les conidies qui seront transportées ensuite, soit sur la même plante soit sur des plantes voisines. Là, elles germeront, pénétreront par les stomates dans les tissus de la feuille, et deux mois plus tard, elles auront formé déjà les petites taches blanches visibles à l'oeil nu. J'ai pu constater maintes fois le fait suivant: une conidie était tombée sur une feuille toute jeune, encore plissée; elle avait germé, les filaments s'étaient propagés bien vite et avaient pénétré en plusieurs points de la feuille,

ce qu'on pouvait constater lors de l'épanouissement de celle-ci: trois ou quatre des plis portaient des taches jaunes correspondantes. Ce point était important à signaler, car si une seule conidie peut être un multiple foyer d'infection, cela explique la propagation très rapide et la gravité de la maladie. D'autant plus que les conidies, très petites, peuvent être facilement emportées par le vent si le temps est sec; en outre, au moyen de leurs barbes elles pourront flotter et seront ainsi propagées par la pluie.

Les conidies possèdent, comme on l'a déjà vu, par les citations, 5 cellules, dont les 3 médianes sont brunes, à parois relativement épaisses et à contenu granuleux; souvent elles possèdent une gouttelette réfringente de substance grasse. La cellule supérieure est hyaline, dépourvue de contenu granuleux et porte 3 cils (rarement 2) très délicats et hyalins. La cellule inférieure est hyaline également, et est prolongée par un appendice de longueur variable; les auteurs l'ont souvent dénommé comme les précédents un cil, mais il n'est qu'un fragment du conidiophore filiforme. (Fig. 7-9 etc.)

Dans la cupule, (fig. 10.) on peut voir au-dessus des conidies, l'ensemble des cils terminaux; on remarque encore, attachant les conidies à la tapisserie mycélienne, les nombreux conidiophores hyalins et filiformes. On peut également, mais très difficilement, suivre les hyphes du champignon entre les cellules de la feuille; ils sont si indistincts parmi ces cellules désorganisées et ces débris de membranes, qu'il faut de forts grossissements et des réactifs spéciaux pour les apercevoir. Je les ai dessinés en traits plus forts et ombrés, ce qui permet de les distinguer dans le dessin. Les conidies mesurent de 20-28 μ de long sur 5-8 μ de large, chiffres un peu supérieurs, comme on voit, à ceux indiqués par SACCARDO et par

RACIBORSKI. Généralement, le fragment de conidiophore basilaire compte 3-6 μ .

CULTURES DE *Pestalozzia*.

J'ai eu la chance d'obtenir en cultures *in vitro* tous les stades du développement de *P. Palmarum* Cooke et de pouvoir suivre ainsi dans tous ses détails le mode de vie de cet intéressant organisme; cela m'a permis également d'élucider certains points encore obscurs.

M. DE KRUYFF, chef du Laboratoire de Bactériologie à Buitenzorg, avait mis à ma disposition quelques tubes contenant un milieu de sa composition et qui lui avait donné déjà de bons résultats; voici la teneur de ce liquide DE KRUYFF:

Extrait de Malt	7	gr.
Glucose	20	
Maltose	20	
Asparagine	0,1	
Peptone	0,1	
Eau distillée	1000	
Acide lactique: suffisamment pour neutraliser	3	N.
Solidifier avec de la gélose.	15-20	gr.

A Kempit, sans grand espoir de succès, j'inoculai ces tubes avec les conidies de *Pestalozzia*. A mon retour, un champignon avait développé à la surface du milieu un abondant mycélium blanc; je n'y attachai d'abord pas grande importance, mais un jour apparurent à la surface de ces hyphes des points noirs qui grossirent bien vite, prirent une forme sphérique et un aspect visqueux: ces masses étaient des accumulations de très nombreuses conidies de *Pestalozzia*. Le mycélium, dans les parties du milieu restées bien humides, se montra formé de filaments ramifiés, septés, très variables de dimensions selon l'ordre des ramifications, avec des anastomoses

fréquentes et parfois des renflements peu prononcés, aux articulations (fig. 11.) Quelques rares appendices en caecums, renflés; dans les cellules, d'ailleurs très longues, des gouttelettes et des granulations d'huile pas très abondantes. Dans les parties appauvries, et notamment desséchées du milieu, les filaments prennent une tout autre apparence: (fig. 12) leur diamètre est plus considérable, ils semblent comme ramassés sur eux-mêmes, et cela non seulement dans leur forme extérieure, mais aussi par la présence de renflements plus accentués et de septa nombreuses, qui découpent des cellules souvent courtes, et même rappelant les formes oïdiales en chapelets. De plus, dans leur intérieur, les masses d'huile sont beaucoup plus concentrées et plus considérables, comme si, dans ces mauvaises conditions d'existence, l'organisme avait voulu accumuler des substances qu'il utilisera ultérieurement.

A la surface des hyphes entrelacés, les masses conidiennes noires sont relativement nombreuses et grandes, et elles ne sont pas autre chose que l'homologue des pustules pycnidiformes signalées à la surface des feuilles de Cocotier desséchées. Mais ici, les filaments sont moins serrés, plus facilement séparables les uns des autres, et les conidies plus espacées permettent mieux d'observer leur mode de fixation. En outre, on peut trouver des pustules jeunes et y observer très en détail la formation et le développement des conidies. Ce développement peu connu mérite d'être décrit ici. Les filaments très minces qui se parallélisent à la surface du mycélium pour former une pustule conidienne, (fig. 13,) se renflent tout d'abord en massue au sommet; bientôt une membrane, très difficile à voir, très hyaline, vient séparer cette sorte d'ampoule qui s'accroît, s'allonge, se renfle en son milieu. Elle prend alors une forme curieuse, resserrée

un peu au-dessous du sommet en un point où se formera très tôt une nouvelle membrane. A peu de distance de la membrane basilaire se forme une nouvelle paroi qui sépare une toute petite cellule inférieure. Les trois cellules ainsi formées s'accroissent à leur tour: la supérieure grandit peu, devient plus ou moins cylindrique; la moyenne augmente beaucoup, son contenu devient dense et se colore en jaune-brunâtre de plus en plus foncé; la cellule inférieure s'accroît aussi un peu, prend une forme cônique; comme la supérieure, elle reste hyaline. De très bonne heure une intéressante modification se produit dans la cellule supérieure: (fig. 13,14) trois protubérances se forment (rarement deux); au début, la cellule apparaît trilobée en son sommet; ces lobes s'allongent rapidement en forme d'appendices en caecums; c'est là l'origine des cils caractéristiques qui couronnent les conidies de *Pestalozzia*. Les protubérances finissent par avoir 20-30 μ et plus de longueur; les membranes des cils et de la cellule elle-même, très minces d'abord, et laissant bien visibles les larges lumens des appendices, s'épaississent jusqu'à obturer presque la cavité des caecums. De sorte que les cils, que j'avais pris tout d'abord, sur la foi des auteurs et sur l'examen de matériel desséché, pour des formations membraneuses, sont bien des appendices de la cellule; un fort grossissement d'ailleurs, décèle jusqu'à l'âge adulte un lumen fort étroit à l'intérieur de ces barbes. (fig. 15)

Dans la suite, la cellule médiane forme 2 membranes délimitant 3 cellules, qui, au début, apparaissent comme identiques. Les membranes s'épaississent, deviennent, ainsi que le contenu, de plus en plus brunes; finalement, —et ce caractère peu ou pas apparent sur le matériel sec ou fixé, devient très net sur ces conidies toutes fraîches, —les deux cellules supérieures sont plus vivement

colorées en brun et ont un contenu plus granuleux que l'inférieure. (fig. 15,16)

Quant à la petite cellule hyaline inférieure, elle a grossi quelque peu et ses membranes se sont un peu épaissies. Le lumen du conidiophore filiforme n'est pas appréciable.

*
* *

J'ai voulu étudier le développement ultérieur de ces conidies, et pour cela j'ai fait les expériences suivantes:

Le 5 *Mars* je prépare une solution nutritive de SACHS:

Nitrate de potasse 1 gr., Chlorure de sodium 0,5 gr., Sulfate de calcium 0,5 gr., Sulfate de magnésium 0,5 gr., Phosphate de calcium: $\text{Ca}_3(\text{PO}_4)_2$ 0,5 gr., Eau distillée 1000 gr.

et dans des cellules humides, je mets une goutte de ce liquide avec des spores de *Pestalozzia* prises de mes cultures.

Le 6 *Mars*, la cellule inférieure de toutes les conidies avait gonflé notablement; elle avait pris une teinte encore plus claire et une apparence encore plus hyaline relativement aux deux autres cellules. Les membranes étaient devenues plus réfringentes, et, par suite de la pression interne qui les distendait, un peu plus minces. Il est un caractère que j'ai pu constater déjà ici, mais qui devient encore plus remarquable lorsque la force germinative est plus intense: selon le diamètre transversal de la cellule inférieure apparaît (fig. 17) une ligne plus claire qui est manifestement une zone de moindre résistance, par où les hyphes feront expansion au dehors. Chez beaucoup de conidies, nous voyons en effet la cellule germinative avoir poussé un filament qui atteint déjà quelques μ (même 30 ou rarement un peu plus). (fig. 18)

Le 7 *Mars* la plupart des conidies ont poussé des hy-

phes qui s'allongent jusqu'à atteindre chez quelques unes 60-70 μ . Ces hyphes ont des cloisons rapprochées, leurs cellules ont un contenu assez fortement granuleux, et après un jour ou deux, ces filaments cessent de s'accroître; la plupart, après une cellule initiale très vigoureuse, comme renflée, poussent un filament très effilé, puis s'arrêtent. (fig. 19.)

Le milieu de SACHS ne se montrait donc pas favorable au développement de *Pestalozzia*. Aussi ai-je préparé le milieu de DE KRUYFF qui m'a donné les meilleurs résultats. J'ai fait avec ce substratum les expériences suivantes:

Le 8 Mars, j'ensemence avec des conidies de *Pestalozzia*:

Deux chambres humides contenant le milieu agarisé,

 " " " " " " liquide.

Les résultats dans les quatre préparations furent à peu près identiques: (fig. 20-24) cinq heures après l'ensemencement, je constate que *toutes* les cellules germinatives ont fortement gonflé, et que la plupart ont poussé des filaments mesurant 10-40 μ ; j'en mesure même quelques uns de 70-80 μ . Ils sont très longs, pour ainsi dire sans septa; leur contenu est très homogène, signes qui témoignent d'une grande vigueur. Il y a souvent deux filaments par conidie et c'est ici surtout qu'on peut bien voir l'amincissement équatorial par où s'insinuent les hyphes. L'accroissement de ceux ci était si rapide que durant les dix minutes nécessaires pour faire un dessin, le filament s'était notablement allongé. Voici quelques chiffres illustrant cette rapidité de développement:

Un filament qui, à 5h25 mesurait 72 μ en mesurait 77 à 5h35.

 " 5h40 " 25 μ " 29 à 5h50.

 " 6h10 " 50 μ " 56 à 6h20.

Dans ces quelques préparations, j'ai pu déjà relever

un fait assez rare et dont nous reparlerons plus loin : certaines conidies avaient poussé un filament par leur cellule germinative et un autre par leur cellule brune supérieure. (fig. 25) Des formations semblables étaient si rares que je les ai prises tout d'abord pour des anomalies sans importance ; je les ai retrouvées plusieurs fois dans la suite.

Le 9 *Mars*, les filaments dans ces cultures se sont énormément accrûs (fig. 26-28.) Dans l'une des préparations en milieu aqueux qui a subi quelque retard, j'en ai mesuré de 100-700 μ et plus. Dans les autres, et notamment dans celles sur agar, les filaments étaient le plus souvent si longs, si enchevêtrés (fig. 29) que je n'ai pu réussir à mesurer les plus grands. Ces filaments sont relativement peu granuleux, peu ramifiés, peu cloisonnés, donc très vigoureux. Il y a fréquemment 2, quelquefois 3 filaments par cellule germinative. (J'appelle toujours „cellule germinative” la cellule inférieure de la conidie ; je continuerai à appeler les deux autres „cellules supérieures”, afin de ne pas émettre d'opinion sur leur fonction probable ; nous discuterons ci-après cette question, p. 23).

Le 8 *Mars*, j'ensemence 7 tubes du milieu DE KRUYFF agarisé à partir des 4 cultures rapportées de Kempit. Le 9 *Mars* déjà, des mycéliums sont visibles un peu partout ; ils forment de délicates auréoles blanchâtres autour des groupes de conidies ensemencées. Le 11 *Mars*, ils se sont très développés, en un duvet abondant ou en arbuscules élégants qui s'élèvent à la surface du milieu. Le 13 *Mars*, le mycélium est très abondant dans un des tubes, bien moins développés dans deux autres où par contre se sont formées de nombreuses pustules conidiennes noires et visqueuses. Les trois autres tubes ont relativement peu de mycélium. Le 17 *Mars*, une grande

quantité de mycélium et de très nombreuses pustules se trouvent dans tous les tubes; les conidies sont normales et très vigoureuses. Le 20 Mars plusieurs tubes sont littéralement couverts a leur surface de petites pustules conidiennes.

Voulant voir le développement des spores en milieu liquide plus ou moins riche et en milieu plus ou moins sec, j'ai fait des cultures sur porcelaine déglacée, dans des tubes à pommes de terre qui contenaient dans l'ampoule :

les uns du milieu DE KRUYFF non agarisé,			
d'autres	"	"	1 partie + 5 parties d'eau
d'autres	"	"	1 partie + 10 parties d'eau.

L'ensemencement a été fait le 9 Mars, l'examen le 13 Mars: Dans le premier groupe, un mycélium très abondant s'est formé dans le liquide et sur la plaque. Les filaments ne sont pas différents de ceux nés sur le milieu agarisé; il s'est formé des groupes de conidies jeunes. Dans les tubes dilués au 1/5, les filaments sont bien moins abondants que dans le cas précédent, mais identiques d'aspect. Il n'y a pas sur la plaque de nouvelles conidies. Enfin, dans les tubes dilués au 1/10, les filaments du liquide sont identiques aux précédents, mais très peu nombreux. Par contre, les spores qui ont germé sur la plaque elle-même ont poussé des filaments qui, sur ce substratum pauvre et sec, sont devenus très septés, très granuleux, ramifiés par bourgeonnements en chapelets, à la façon des fausses-levures.

Sur ces cultures si faciles à réussir en chambre humide, il devenait très commode de faire des expériences comparatives sur la valeur de divers désinfectants quant à la destruction de *Pestalozzia*.

Voici une *première série d'essais*:

Le *10 Mars*, j'inocule en chambres humides du milieu DE KRUYFF auquel j'avais ajouté les désinfectants suivants:

1. Formol 1/100	4. Chaux 2/100 + Sulfate de cuivre 1/100	7. Arsenic blanc 1/100
2. Alun 1/100	5. Sulfate de cuivre 1/100	8. Ac. carbolique 1/100
3. Sublimé 1/1000	6. Chaux 2/100	9. De Kruyff pur.

Le *11 Mars*, le N° 9 a germé normalement, preuve que les conidies expérimentées étaient bien portantes et vigoureuses.— Le N° 1 ne montre ni gonflement ni germination; les conidies sont tuées.— Dans le N° 2, les conidies n'ont pas été tuées, elles ont gonflé, germé, mais les filaments, après avoir atteint 10-25 μ au maximum, ont arrêté leur croissance. Ils ne peuvent se développer en présence d'alun; mais tout l'effort germinatif de la conidie se concentre alors sur le ou les filaments (il peut y en avoir jusqu'à 4) ils deviennent massifs, et poussent de grosses et courtes ramifications. (fig. 31)— N° 3. Conidies violemment tuées; non seulement il n'y a ni gonflement ni germination, mais encore le contenu des trois cellules est contracté. On peut même apercevoir le contenu contracté de la cellule hyaline basilaire. (fig. 30) N°s 4,5,6. Comme le N° 1.— N° 8. Comme le N° 3.— N° 7. Comme le N° 2. Filaments un peu plus longs (fig. 32). Il faut dire que l'arsenic était dissous en très petite quantité dans le liquide. La plus grande partie de la poudre très fine s'y trouvait en suspension. La plupart des filaments n'atteignent pas 20 μ ; un certain nombre ont 25-30 μ , de très rares sont sensiblement plus grands.

Le *12 Mars*, il n'y a pas eu le moindre changement dans les N°s 1-6 et 8. Mais dans le N° 7, les filaments se sont allongés, quelques conidies non germées ont énormément gonflé; beaucoup de filaments atteignent 100-150 μ

et plus; ils sont gros, rarement ramifiés souvent fortement cloisonnés.

II^o Série d'expériences.

Le 12 Mars à 11 h. j'ensemence du milieu de Kruyff contenant :

1. Sublimé	1/2000	5. Ac. carbolique	1/500	10. Pétrole	1/100
2. "	1/5000	6. "	1/1000	11. Savon vert	1/100
3. "	1/10000	7. Formol	1/200	12. Savon jaune	1/100
4. Ac. carbolique	1/200	8. "	1/500	13. De Kruyff pur.	
		9. "	1/1000		

Le 12 Mars à 5h., les N^{os} 1-5 et 7-9 ont les conidies tuées, et leur contenu contracté.— Dans le N^o 6, de rares cellules germinatives ont très faiblement gonflé.— N^o 10. La plupart des cellules germinatives ont gonflé, beaucoup ont germé, mais les filaments ne s'accroissent guère: ils ont 2-5 μ rarement jusqu'à 10 μ . Ils sont courts et gros; il y en a quelquefois deux par cellule.— N^o 11. Ni gonflement ni germination.— N^o 12. Les cellules ont gonflé de façon appréciable, mais je n'en aperçois pas qui aient germé.— N^o 13. Les cellules germinatives ont germé normalement; leurs filaments mesurent jusqu'à 30 et 40 μ .

Le 13 Mars à 10 h., les N^{os} 1-5, 7-9 et 11 n'ont pas changé, il n'y a ni gonflement ni germination des cellules conidiennes dont le contenu est plus ou moins contracté.— N^o 6. La plupart des cellules germinatives ont gonflé; beaucoup ont subi une hypertrophie énorme, (fig. 33) comme si elles avaient fait des efforts considérables pour réagir contre ce milieu peu propice à leur développement; il n'y a pas formation appréciable de filaments, mais parfois de lobes larges et courts.— N^o 10. Les cellules ont relativement bien germé, généralement deux filaments par cellule, très tôt ramifiés.— N^o 12. Beaucoup de cellules ont gonflé, aucune n'a germé.— N^o 13. Germination normale.

Le 13 Mars à 5 h. Les N^{os} 13 et 10 ont des filaments de plus en plus développés. Le N^o 6 a certaines cellules qui ont poussé des filaments. Mais quels filaments! Des moignons courts, très ramifiés par bourgeonnement, fortement septés, souvent en chapelets. (fig. 34) Tous les caractères des fausses-levures. Quelques filaments cependant semblent avoir réagi contre la présence du désinfectant et les ramifications s'allongent assez normalement.— Les autres préparations n'ont pas subi de changements.

Le 14 Mars, tout est resté identique, si ce n'est que les filaments du N^o 6 se sont encore accrus, tout en restant très fortement cloisonné. (fig. 35)

III^e Serie d'expériences:

J'ajoute au milieu de Kruyff les désinfectants suivants, et j'ensemence le 14 Mars à 11 h.

1. Sublimé	1/5000	7. Formol	1/500	13. De Kruyff pur
2. "	1/10000	8. "	1/1000	14. Eau distillée.
3. "	1/20000	9. "	1/2000	
4. "	1/50000	10. "	1/5000	
5. "	1/80000	11. "	1/8000	
6. "	1/100000	12. "	1/10000	

Le 14 Mars à 5 h., les N^{os} 1-9 ne montrent aucune germination; dans la plupart des conidies, le contenu s'est plus ou moins contracté.— N^o 10. Une grande partie des cellules germinatives ont gonflé.— N^{os} 11-13. A peu près toutes les cellules germinatives ont fortement gonflé.— N^o 14. Pas de changement; les cellules ont gardé leur turgescence.

Le 15 Mars, N^{os} 1-9 et 14, pas de changements.— N^{os} 10-13, Fortes germinations. Filaments normaux (1-3 par cellule).

Il est un fait curieux à constater dans les N^{os} 10-13: il y a une notable proportion de conidies dans lesquelles la cellule supérieure a germé. (fig. 36) Et cela

jette un jour nouveau sur la nature de ces deux cellules brunes et sur leur rôle. Dans des cas très exceptionnels, j'ai vu aussi la cellule médiane qui avait poussé un filament. Par conséquent ces cellules, que j'avais prises d'abord, avant d'avoir constaté leur germination, pour des réserves alimentaires de la cellule inférieure, sont au contraire des chlamydospores, des cellules durables bien caractérisées; tandis que nous voyons la cellule inférieure gonfler, bourgeonner des renflements, et posséder une seule membrane, commune au filament et à la cellule germinative, nous voyons les deux cellules supérieures germer tout différemment: elles gonflent très peu, se rompent très vite de façon irrégulière (il n'y a pas ici de zone amincie), et laissent sortir le filament qui possède une membrane propre, et distincte de l'enveloppe cellulaire brune. Quant aux conditions à réaliser pour obtenir le fonctionnement de ces cellules durables, je n'ai pas encore fait les expériences méthodiques qui doivent me les révéler; j'ignore même pourquoi, dans la série ci-dessus, il s'est trouvé une si forte proportion de conidies qui avaient opéré la germination de leurs chlamydospores; il y a là toute une longue étude à faire, qui ne rentrait pas dans le cadre de ce travail. Y a-t-il influence de la température, ou de l'âge des conidies, ou plus probablement de la composition du milieu? C'est ce que je ne puis dire pour le moment. Il restera à déterminer les différences entre les deux chlamydospores de la conidie: car il y a évidemment une différence, puisque dans mes préparations j'ai vu bien plus rarement germer la cellule médiane que la supérieure. Il faut relever encore un point: les filaments émanés de la cellule supérieure sont presque toujours, au début, très fortement septés, souvent plus ou moins disposés en chapelets; ces formes sont ordinairement l'indice d'un milieu défavora-

ble qui expliquera donc aussi la présence de nombreuses cellules supérieures en voie de germination.

IV^o Série d'expériences.

Pour examiner si l'âge des conidies a une influence sur leur germination, j'ai fait des cultures comparatives en prenant d'une part des conidies nées sur les cultures inoculées sur place le 31 Janvier, d'autre part des conidies nées sur mes cultures du 8 Mars. J'appellerai les premières „conidies âgées”, les secondes „conidies jeunes.” J'ai voulu voir aussi si l'obscurité avait quelque influence et le 15 Mars à 11h., j'ai inoculé du milieu de Kruyff contenant les antiseptiques suivants:

1. Conidies jeunes. Sublimé	1/10000	9. Conidiesjeunes. Milieu de Kruyffpur
2. " "	1/50000	10. " " " "
3. " "	1/150000	11. âgées. Sublimé 1/100000 "
4. " "	1/150000	12. " " 1/150000
5. " "	1/200000	13. " " 1/200000
6. " Formol	1/1000	14. " Milieu de Kruyffpur
7. " "	1/5000	15. " " " "
8. " "	1/10000	16. " " " di-
		lué dans 2 p. d'eau.

N^{os} 10 et 15 sont placés à l'obscurité.

Le 15 Mars à 5 h. N^{os} 1-6 et 11-13: Pas de germination; contenu cellulaire contracté plus ou moins fortement. N^{os} 7-10 et 14-16, cellules gonflées; ici et là quelques courts filaments.

Le 16 Mars. Idem; les cellules des N^{os} 7-10 et 14-16 ont poussé des filaments assez longs; quelques rares conidies ont germé à la fois par la cellule inférieure et par la cellule supérieure; quelques autres par la cellule supérieure seulement (fig. 37); j'ai pu dessiner aussi une cellule médiane qui avait poussé un filament assez considérable. (fig. 38)

Le 17 Mars pas de changement.

V^o Série d'expériences.

Jusqu'ici j'ai opéré l'occlusion de mes préparations avec

de la paraffine, ce qui m'obligeait à chauffer les bords du couvre-objet. Craignant d'avoir peut-être quelquefois trop chauffé et d'avoir ainsi influé sur la germination, j'ai, dans les séries suivantes d'expériences, fermé mes préparations avec de la vaseline.

J'ensemence le 17 *Mars* à 10 h. une série absolument identique à la précédente (sauf l'occlusion).

Le 17 *Mars* à 5h. N^{os} 1-3 et 6-7. Les conidies sont tuées, leur contenu contracté.— N^{os} 4,5,8, et 11-16. Cellules germinatives gonflées: parfois filaments courts et gros.— N^{os} 9-10. Germination normale: gonflement des cellules et longs filaments.— Nous voyons donc que ni l'obscurité ni la dilution du milieu ne semblent avoir d'influence sur le pouvoir germinatif. Par contre, si nous comparons les conidies jeunes et les âgées, nous constatons que les premières (N^{os} 9-10) semblent germer avec plus de vigueur que les secondes (N^{os} 14-16). Mais les jeunes semblent plus sensibles au sublimé que les âgées. Les N^{os} 11-13 ont en effet germé plus activement que les N^{os} 3-5 correspondants.

Le 18 *Mars* les N^{os} 4-5, 8-10, 12-16 ont des filaments normaux, assez longs, pas très septés.— Le N^o 11 n'a poussé que des filaments courts, très septés souvent en chapelets.— Les N^{os} 1-3, 6-7 ont le contenu cellulaire contracté. Ici et là dans cette série, j'ai aperçu de rares cellules supérieures germées.

VI^o Série d'expériences.

J'ai refait quelques unes des cultures des deux premières séries, en opérant l'occlusion avec de la vaseline.— Ensemencements effectués le 18 *Mars* à 11 h.

1.	Conidies âgées.	Milieu de Kruffy pur.	
2.	"	jeunes. " " "	
3.	"	âgées. Sulfate de cuivre	1/100
4.	"	" Acide borique	1/100
5.	"	" Arsenic blanc	1/100
6.	"	" Chaux	1/100
7.	"	" Chaux 1/100 + Sulf. de cuivre	1/100
8.	"	" Formol	1/100
9.	"	" "	1/500
10.	"	jeunes. "	1/500
11.	"	âgées. "	1/1000
12.	"	" "	1/2000
13.	"	jeunes. "	1/2000
14.	"	âgées. Ac. carbolique	1/100
15.	"	jeunes. "	1/100
16.	"	âgées. "	1/500
17.	"	" "	1/1000
18.	"	jeunes. "	1/1000
19.	"	âgées. Sublimé	1/1000
20.	"	" "	1/5000
21.	"	jeunes. "	1/5000
22.	"	âgées. "	1/10000
23.	"	" "	1/50000
24.	"	jeunes. "	1/50000
25.	"	âgées. "	1/100000
26.	"	jeunes. "	1/100000

Le 18 *Mars* à 5 h. Nos 3, 6-15, 18, 26 ne montrent ni gonflement ni germination.— Nos 2. Les cellules ont germé normalement: les filaments peu septés, peu granuleux, peu ramifiés atteignent 70-100 μ .— N° 4. Germinations à peu près normales: les filaments mesurent jusqu'à 45 μ .— N° 5. Cellules gonflées, filaments très courts dépassant à peine 3 μ .— N° 16. Beaucoup de

cellules gonflées: quelques gros filaments dépassant rarement 10 μ .— N° 17. Filaments mesurant jusqu'à 25 μ .

19 Mars. N°s 1,2,4,15-18. Germinations à peu près normales. Filaments plus ou moins longs.— N°s 3,6-13, 19-26. Pas de germinations, contraction du contenu cellulaire.— N° 5. Enormes hypertrophies de la cellule germinative; parfois filaments gros et courts, souvent disposés en chapelets (fig. 39); quelques rares cellules ont poussé des filaments à peu près normaux.— N° 14. Cellules gonflées, germées, très ramifiées par bourgeonnements, en chapelets des plus caractéristiques. (fig. 40)

Le 20 Mars, pas grands changements: les cellules germées ont continué d'allonger normalement leurs filaments; les N°s 16-18 ont des filaments un peu plus septés et plus granuleux que ceux des cellules normales; le N° 15 n'a guère allongé ses filaments; le N° 14 a beaucoup développé ses filaments, mais en leur donnant les formes de fausses-levures les plus étranges.

Le tableau suivant résume ces observations et indique la valeur antiseptique des diverses substances expérimentées vis-à-vis des conidies de *Pestalozzia Palmarum*.

<i>Pétrole</i>	1/100	ne gêne en aucune façon la germination des conidies.	
<i>Savon jaune</i>	1/100	Id.	Id.
<i>Ac. borique</i>	1/100	Id.	Id.
<i>Arsenic blanc</i>	1/100	ne tue pas les conidies, mais il arrête rapidement la croissance des filaments, et gêne dans une large mesure la germination.	
<i>Alun</i>	1/100	Id.	Id.
<i>Ac. carbolique</i>	1/100	tue les conidies.	
"	1/200	gêne, puis arrête la germination.	

<i>Ac. carbolique</i>	1/500—1/1000	est pour ainsi dire sans activité.
<i>Savon vert</i>	1/100	semble avoir une action nocive assez forte.
<i>Chaux</i>	1/50—1/100	tue les conidies.
<i>Sulf. de cuivre</i>	1/100	Id.
<i>Bouillie bordelaise,</i>		ou mélanges analogues tuent les conidies.
<i>Formol</i>	1/100—1/2000	tue les conidies et contracte leur contenu.
"	1/5000—1/10000	entrave plus ou moins fortement la germination.
<i>Sublimé</i>	1/1000—1/80000	et même 1/100000 tue les conidies et contracte leur contenu.
		au-dessus de 1/150000 il n'a plus une action appréciable.

b). *Helminthosporium incurvatum* n. sp.

Sur les parties des feuilles tuées par *Pestalozzia*, viennent dans la suite s'établir des champignons saprophytes qui achèvent le travail de destruction du parasite et qui sont plus ou moins abondants et plus ou moins variés, selon les conditions de chaleur et d'humidité. Nous ne nous arrêterons pas à l'étude de tous ces organismes; l'un d'entre eux cependant m'a paru accompagner constamment *Pestalozzia*; il s'établit sur les parties desséchées des feuilles, à la limite même de la bordure jaune. Il s'étend rapidement, et forme au moment de sa fructification, comme un léger duvet très délicat, très peu développé,

mais appréciable déjà à l'oeil nu, et qu'il faudra se garder de confondre avec *Pestalozzia*.

Si ce champignon, qui appartient aussi au groupe des *Fungi imperfecti*, n'occasionne pas directement une maladie du Cocotier, il est très probable qu'il est un utile auxiliaire de *Pestalozzia* dans la destruction des plantations, et, à ce titre, il doit retenir notre attention. Il détruit si complètement les tissus abandonnés par *Pestalozzia*, se glissant partout, poussant ses filaments jusque dans les régions à peine flétries de la feuille, que, si la plante avait assez de vigueur pour résister à *Pestalozzia* seul, elle ne saurait vaincre l'action simultanée des deux champignons, quoique l'un d'eux ne s'attaque pas aux tissus absolument sains, mais seulement à ceux déjà affaiblis par l'autre.

Si nous grattons avec un scalpel la face supérieure ou la face inférieure des feuilles dans les régions où elles sont couvertes du léger duvet cité plus haut, nous verrons sous le microscope des filaments bruns, septés, et parmi eux des conidies grandes, à membranes assez épaisses, lisses, pluricellulaires (8-13 cellules), allongées, fusiformes, un peu recourbées en arc de cercle, un peu colorées, et montrant à une des extrémités, comme une cicatrice à peine visible, le point où elles étaient fixées aux filaments (fig. 13). Les conidies mesurent 110-150 μ de long, sur 19-20 μ de large. Les membranes au milieu de la conidie ont une épaisseur qui peut aller jusqu'à 4-5 μ . Les conidiophores, qui sont pluriseptés (6-11 cloisons), mesurent 250-300 μ de long, et environ 6 μ d'épaisseur dans leur partie médiane. (fig. 6)

Les conidies sont si légèrement attachées aux filaments, que, dans un cas seulement, et après avoir travaillé avec les plus minutieuses précautions, j'ai réussi à voir sous le microscope une conidie encore fixée au conidiophore (fig. 6). Dans la feuille, une coupe montre très net-

tement les hyphes septés, un peu colorés, courir entre les cellules du parenchyme, se ramifier et aboutir entre les cellules épidermiques (fig. 4-5). Les conidiophores sortent de la feuille en se glissant entre deux cellules quelconques de l'épiderme, et non par les ouvertures stomatiques. Leur pied, un peu renflé et coloré en brun assez foncé comme le reste du conidiophore, reste inséré entre les deux cellules écartées.

Quant à l'attribution de ce type à un genre, je l'ai rangé parmi les *Helminthosporium* du groupe III de SACCARDO (conidia 6-multiseptata).

Cet auteur (l. c. IV, 1886) divise les *Hyphomycetes* en *Mucedineae*, *Dematiæ*, *Stilbeæ* et *Tuberculariæ*. Les *Dématées* sont caractérisées (P. 235): „Fungi byssini, „fusci vel nigri, rigiduli, hyphis laxis et sejunctis (h. e. „nec stilbeis nec tubercularineis) instructi. Hyphæ et „conidia typice atra, modo vero hyphæ hyalinae et conidia fusca, modo illæ nigricantes et hæc hyalina”. Dans cette famille, la 3^e section des *Phragmosporeæ*, dont la diagnose est (P. 381): „Conidia ovoidea oblonga, „cylindracea vel vermicularia, 2-pluriseptata, fusca, raro „subhyalina”, coïncide avec notre type, et notamment la la sous-section des *Macronemææ*: („Hyphæ manifestæ „et a conidiis distinctæ”) avec le genre *Helminthosporium* Link. (P. 402): „Hyphæ rigidulæ, subsimplices, „fuscae, Saprogenæ . . . Conidia fusoidea, vel „elongato-clavata, vel cylindracea, pluriseptata, fusca, rigida, levia.” Plus de 120 espèces. Le groupe III, P. 412, comporte les espèces à conidies 6-multiseptées. C'est là qu'il faut ranger notre type, car tous les caractères concordent; la couleur des spores et celle des hyphes à l'intérieur des tissus, sans être très foncée, est cependant légèrement brune, mais d'une teinte beaucoup moins vive que celle des conidiophores.

Les auteurs se sont rattachés pour la plupart aux descriptions et subdivisions de SACCARDO.

Parmi les quelques figures que BRIOSI et CAVARA (l. c. III, IV, 1892) donnent des *Helminthosporium*, je n'en ai vu aucune qui pût être rapprochée de celui qui nous occupe.

SORAUER (l. c. P. 402) parle des basides septées, fortement colorées du genre *Helminthosporium*. De même TUBEUF (l. c. P. 530).

LINDAU (l. c. P. 478) en donne la description suivante: „Conidienträger starr, aufrecht, fast unverzweigt, dunkel „gefärbt. Conidien spindelförmig oder verlängert keulig, „oder cylindrisch, vielzellig, dunkelgefärbt, glatt.— Meist „Saprophyten.— Etwa 175 Arten.”

PENZIG et SACCARDO (l. c. P. 103, Pl. LXX) donnent 3 espèces ou sous-espèces nouvelles d'*Helminthosporium* javanais, mais aucun qui concorde avec celui-ci. Si j'ai pu arriver à la détermination du genre, je n'ai pas pu reconnaître parmi les nombreuses espèces décrites jusqu'ici, un type qui correspondît dans tous ses détails avec celui-ci, et j'ai pensé pouvoir le décrire comme espèce nouvelle. Pour rappeler la forme arquée caractéristique des conidies, je l'ai appelé:

HELMINTHOSPORIUM INCURVATUM. — *Effusum, tomentosum, saprogenum: hyphis erectis laxis rigidulis, ad basin subbulbosis, simplicissibus, 6-11 septatis, 250-320 μ longis, 6-8 μ latis; conidiis maximis terminalibus, fusiformibus, incurvatis, apice obtusiusculis, ad septa non, vel vix constrictis, levibus, pallide fuligineis, episporio crasso, 7-12 septatis, 110-150 μ longis, 19-20 μ latis.*

Habit. in foliis Cocos nuciferae. Insula Java orientalis.

De tous les *Helminthosporium* dont j'ai lu la description, aucun ne possède à la fois des conidiophores aussi longs et des conidies aussi grandes avec autant de cel-

ules. L'espèce de SACCARDO qui, par ses hyphes simples, ses conidies courbées et très grandes (cependant sensiblement plus petites que les miennes) semble se rapprocher de *H. incurvatum* Bern. en diffère par les autres caractères. La description en est d'ailleurs trop sommaire pour permettre d'établir les affinités entre les deux espèces: „*H. gigasporum* B. et Br. Hyphis simplicibus obtusis: conidiis maximis, hic truncatis, illis attenuatis, curvulis, apice hyalinis, multiseptatis, 110-120 μ . — „Hab. Ceylon.”

— — — — —
c). *Ramularia Eriodendri* Rac.— Etc.

Je dois relever ici certains faits qui, sans avoir un rapport direct avec la maladie, méritent cependant d'être relatés à simple titre de renseignements.

1° Sur les feuilles de certains Cocotiers, on peut constater des taches jaunes, souvent assez considérables, et causées par un champignon que je n'ai pu déterminer, faute d'organes reproducteurs. D'ailleurs ce parasite n'a aucune importance. Il cause un dommage très local aux feuilles, et la plante n'en souffre aucunement. Il sera bon cependant de surveiller ce point également, une maladie sans gravité pouvant dans certaines circonstances causer de réels ravages.

2° L'administrateur, qui a essayé de cultiver le poivre, s'est servi comme arbre-soutien de l'*Eriodendron anfractuosum*. Il a bientôt remarqué qu'une grande partie de ces arbres avaient sur les feuilles des taches jaunes caractéristiques, et il craignait que ce champignon, peu dangereux pour *Eriodendron*, ne fût identique au *Pestalozzia Palmarum*, et que les cultures de Cocotiers ne souffrissent du voisinage des Kapoks.

Un simple examen m'a convaincu qu'il n'y avait aucun rapport entre les deux maladies. Il s'agit dans le cas d'*Eriodendron*, d'un champignon que RACIBORSKI (l. c. P. 35) décrit comme suit :

„*Ramularia Eriodendri* Rac.— An der Oberseite der „erkrankten Blätter, braunlich grüne, scharf umgrenzte „Flecken sichtbar. An der Blattunterseite, sind die Flecken „dunkler, eckig und polygonal, gewöhnlich vierkantig, „bis 2 cm. lang, bis 0,5 cm. breit, gewöhnlich um die „Hälfte kleiner. Die geraden Grenzlinien sind durch die „Nerven bedingt, ueber welche ein Infectionsherd sich „nicht verbreitet. An der Unterseite treten aus der „Spaltöffnungen die Büschel der wenig verzweigten braun- „gefärbten, septirten, manchmal knieförmig gebogenen „Conidienträger. Die Conidien sind länglich, gewöhnlich „etwas dicker an der Basis, grade oder etwas gebogen, „35-75 μ lang, 3-4 μ dick, farblos, mit 1-3 Querwän- „den.“

„Sehr gewöhnlich an den älteren Blättern des Kapok- „baumes auf Java, und nicht sehr schädlich; an jungen „Anpflanzungen häufig schon die jungen Blätter ver- „nichtend.“ Dans l'exsiccata N° 46, je trouve une feuille malade de Kapok récoltée à Klaten.

Voir plus loin Pl. I une photographie de feuilles de Kapok atteintes par *Ramularia Eriodendri*.

3° On pouvait constater sur les racines des Cocotiers des protubérances blanches, et on aurait pu se demander si elles n'étaient pas causées par un organisme étranger qui aurait favorisé le développement de la maladie. J'ai pu constater que ces racines sont tout à fait normales, très bien constituées et que ces corpuscules blancs ne sont autre chose que les radicelles jeunes recouvertes d'une coiffe puissante qui leur donne en effet une apparence très particulière.

III. QUELQUES REMARQUES A PROPOS DE CETTE MALADIE.

C'est au mois d'Août 1905, c'est à dire quand les plantes avaient un peu plus d'un an que la maladie a fait son apparition. On pouvait constater sur les feuilles de nombreuses taches très petites, à peine perceptibles d'abord, mais qui s'étendaient bien vite et desséchaient les tissus. Au mois d'Octobre, une bonne partie des premiers arbres atteints étaient morts. C'est alors qu'on essaya de pulvériser de la bouillie bordelaise, mais sans réussir à enrayer le mal. Ce résultat négatif se conçoit, si l'on pense qu'à ce moment-là déjà, les arbres sains en apparence étaient atteints; le champignon avait pénétré dans les tissus de la feuille où le remède ne saurait l'atteindre. C'est pour cette raison que la bouillie doit être utilisée plutôt comme moyen préventif que comme moyen curatif: il faut que les spores trouvent, au moment où elles arrivent sur les feuilles, la chaux et le sulfate de cuivre qui les empêchent de germer. Elle doit donc être utilisée avant la contamination.

On essaya aussi, comme on l'avait préconisé déjà contre des maladies analogues causées par *Pestalozzia*, un fumage intense par la chaux, ou par le fumier naturel, ou les tourteaux de ricin, ceci afin de donner à la plante une croissance plus rapide et plus vigoureuse, qui lui permettrait de lutter victorieusement contre le champignon. Mais ce fut en vain; le sol d'ailleurs est assez riche pour rendre inutiles tous les engrais.

De même l'ablation des feuilles malades ou des parties atteintes fut pratiquée sans résultat. Par conséquent tous les essais faits pour sauver les plantes, qu'elles soient faiblement ou fortement attaquées, demeurèrent jusqu'ici infructueux: rien ne peut enrayer le mal qui

suit son cours progressivement et entraîne la mort du végétal après 5 ou 6 mois.

Si donc toutes les mesures curatives restent inutiles, il faut s'en tenir pour le moment aux moyens propres à prévenir toute contamination.

Un point qui a dû énormément favoriser l'extension de la maladie, c'est que toute la plantation, sur de très grands espaces a été plantée en même temps. Nous avons dit que le champignon a attaqué tout d'abord des plantes d'une année environ. J'ai supposé, et l'administrateur a confirmé cette supposition, que, à ce moment précis, la plante a fini de digérer les réserves alimentaires de la noix, et se trouve par conséquent dans des conditions défavorables, n'étant pas encore capable de se nourrir suffisamment par ses propres forces. Aussi l'ennemi trouvera-t-il dans ces plantes des moyens de défense peu actifs; et comme, sur un immense territoire, tous les individus sont en même temps à ce même point de faible résistance, le mal pourra s'étendre tout à son aise. Si par conséquent la plantation avait été faite par parcelles, cela aurait eu les avantages suivants:

1° Si le mal avait fait son apparition dès le début de l'entreprise, on aurait pu, sur cet espace restreint, le surveiller bien plus activement et prendre facilement les mesures nécessaires avant de planter le reste du terrain. — 2° Si la maladie était apparue plus tard, elle aurait trouvé une toute petite proportion de plantes âgées d'un an, parmi lesquelles elle aurait exercé ses ravages; les autres, plus âgées, ayant dépassé cet âge critique où commence leur vie indépendante, et étant par conséquent plus vigoureuses, auraient été plus aptes à se défendre contre le champignon.

En effet, les cas de *Pestalozzia* constatés jusqu'ici n'ont pas été considérés comme des maladies très graves. On

tachait d'y remédier si possible, mais généralement la plante, par ses propres forces, se débarrassait du parasite quand les conditions d'existence redevenaient normales, quand par exemple l'humidité diminuait. Citons entre autres WAKKER et WENT ⁽¹⁾, qui ont décrit (P. 162), sous le nom de „Bladvlekkenziekte” une maladie causée chez la canne à sucre par le *Pestalozzia fuscescens* Sor. var. *Sacchari* WAKKER et dont KRÜGER ⁽²⁾ avait déjà donné une description sommaire. Cette espèce ne paraît pas causer de grands ravages dans les plantations de sucre. Elle se distingue de *P. Palmarum*, un peu par la forme des conidies, mais surtout par leurs dimensions, celles de *P. fuscescens* var. *Sacchari* étant notablement plus petites.

Les auteurs ont réussi à faire germer les conidies et ont obtenu des images sensiblement analogues à celles que j'ai observées chez *P. Palmarum*. (voir leur Pl. VIII fig. 4-8).

Il ne semble pas non plus que *P. fuscescens* Sor. ou *P. Phoenicis* Grév. fassent grand mal aux Palmiers. De même nous avons cité l'opinion de ZIMMERMANN quant au *P. Coffeae*. *P. Palmarum* lui-même n'offre pas un danger bien grand pour les Cocotiers adultes et vigoureux. RACIBORSKI insiste déjà sur ce fait que les jeunes plantes seules peuvent être assez gravement endommagées. C'est donc, je le répète, uniquement à cause du peu de vigueur de ces arbres que la maladie a pris une telle importance.

Près de la ville de Banjoewangi, où les Cocotiers sont abondamment cultivés, *Pestalozzia* n'a pas jusqu'ici fait son apparition. C'est évidemment parceque, dans la plaine, il y a chaque année 4 mois d'une absolue sécheresse qui empêche le développement du champignon. L'administrateur dont j'ai visité la plantation s'est demandé

(1) Wakker en Went — De ziekten van het Suikerriet op Java 1898.

(2) Krüger — Mededeelingen v. h. Proefstation West-Java — N° 16.

s'il ne pourrait pas mettre artificiellement ses plantes dans des conditions analogues. Grâce à l'altitude plus élevée, la pluie chez lui est assez abondante toute l'année, et l'air relativement humide. Eloigner encore davantage les arbres les uns des autres serait inutile, les plantations, nous l'avons dit, étant suffisamment bien aérées pour qu'on ne puisse trouver là un défaut qui serait l'origine d'une humidité trop forte et favoriserait ainsi la germination des conidies. Des drainages, outre qu'ils rendraient moins favorables les conditions de culture, seraient difficiles à faire et inutiles sans doute. L'administrateur avait pensé faire une petite construction portative qu'il placerait successivement sur chaque arbre et où il ferait passer un air chaud et sec. Je le lui ai déconseillé : d'abord ce serait une installation bien compliquée et certainement fort coûteuse, ensuite elle ne serait à coup sûr pas efficace. En effet, dans la plaine, seule la longue durée de la période sèche tue les spores qui peuvent se rencontrer et empêche le développement éventuel du champignon ; il serait impossible d'établir pendant assez longtemps une atmosphère sèche autour de chaque arbre.

Pourrait-on accuser le *Phaseolus lunatus* (Kratok) qui couvre le terrain de favoriser le développement de la maladie ? de rendre peut-être trop humide le sol ? Je ne le pense pas, et ceci pour plusieurs raisons : 1° Dans le voisinage immédiat des arbres, le sol est bien nettoyé. 2° Le champignon s'est développé aussi sur des terrains d'essais où le sol était débarrassé entièrement de tout végétal, et ailleurs où le Kratok avait été remplacé par d'autres plantes. 3° Cette Légumineuse n'existait pas dans la petite plantation où la maladie a commencé. Toutefois une remarque aurait pu faire croire à l'influence néfaste du Kratok : Dans certaines parties de la plantation, où le Kratok n'existait pas, mais où l'alang-

alang était si fort abondant qu'il gênait le développement des Cocotiers, il n'y avait pas trace de *Pestalozzia*. Ce champignon apparaissait dès que cette Graminée avait été supprimée. Mais cette intervention de l'alang-alang peut s'expliquer comme suit : cette plante se trouvait être aussi haute et même plus haute que les jeunes pieds de cocotiers et elle établissait ainsi une sorte de barrière qui s'opposait à l'arrivée des spores. Cette constatation faite, il en découlait une conséquence toute naturelle pour l'adoption d'une mesure qui aurait protégé les cultures saines et empêché l'envahissement des cultures légèrement atteintes : il fallait établir de semblables barrières entre les diverses plantations et entre les diverses parties d'une même plantation. Ce principe n'est-il pas appuyé par ce fait que le terrain de 150 bouw séparé des autres par 3 Km. de forêt est absolument indemne ? L'administrateur de la plantation en question a déjà commencé à faire des essais dans cette voie : il a placé par endroits des cultures de plantes assez élevées, par exemple de Cassave, et il continuera à établir ainsi des barrières pour séparer les uns des autres les groupes de jeunes cocotiers. Et ces barrières seront encore plus efficaces si la plantation est distribuée en parcelles de différents âges. Ces précautions réduiront considérablement, sinon complètement les chances de propagation de la maladie.

IV.— CONCLUSIONS.

En résumé, j'ai conseillé de prendre les mesures et les précautions suivantes :

1° Comme remède préventif, asperger au moyen d'un pulvérisateur toutes les plantes saines avec une bouillie

bordelaise. On peut recommander la formule suivante pour la préparation de ce remède: faire dissoudre dans 50 L. d'eau 2 Kg. de Sulfate de cuivre; d'autre part délayer dans 50 L. d'eau 2 Kg. de chaux; verser le sulfate dans la chaux (et non l'inverse). La bouillie doit avoir finalement une réaction alcaline.— On a eu aussi de bons résultats en mettant dans 20 L. d'eau 200 gr. de sulfate, puis 500 gr. de chaux. On peut mettre davantage ou moins d'eau après avoir fait des expériences pour connaître la concentration favorable.— L'aspersion doit se répéter au moins tous les 15 jours et doit se faire même dans les plantations en surveillance et éloignées de tout foyer d'infection, puisqu'elle devient totalement inutile après la contamination. Il faut traiter très soigneusement les parties les plus délicates de l'arbre: les jeunes feuilles non encore dépliées.

2° D'après les expériences que j'ai faites sur l'efficacité de divers antiseptiques, et que j'ai exposées ci-dessus, il sera bon de faire des essais avec quelques unes de ces substances. Ceci non pas tant pour tuer les filaments du parasite: ils sont trop bien protégés par les tissus mêmes de l'hôte; mais surtout pour éviter que des conidies vivantes puissent être emportées au loin et propager la maladie. Nous avons vu que le sublimé, à une concentration de 1/80000, s'est montré dans tous les cas encore très actif, et qu'il tue immédiatement les spores. De même le formol agit encore très énergiquement à 1/2000 (1). Si l'on prend certaines précautions indispensables, ces produits, ainsi dilués, n'offrent pas de danger bien considérable aux cocotiers. On pourrait donc préparer de semblables solutions et en badigeonner les feuilles de temps à autre, dès l'apparition des taches

(1) Cette solution devra contenir 2 1/2 cc. de formol ordinaire à 40% pour 2 L. d'eau.

jaunes et jusqu'au moment où les feuilles se dessèchent. On arrivera ainsi à atteindre les conidies dès leur sortie des pustules noires, à en tuer une bonne part, et à diminuer d'autant les chances de contamination.

3° Couper toutes les feuilles malades et les brûler sur place. Ne pas les transporter à travers les plantations saines. Il ne faut pas non plus les enterrer, car on n'est pas certain d'obtenir ainsi une complète destruction des conidies.

4° Surveiller très attentivement toutes les plantes saines, aussi bien celles qui se trouvent dans des zones peu ou pas contaminées, que celles qu'on plante pour remplacer les arbres morts. Et à la moindre apparition de taches suspectes, couper et brûler les parties atteintes. L'ablation de petits fragments n'empêchera pas la feuille de fonctionner, et après une surveillance quelque peu prolongée, on aura ainsi évité d'abord l'expansion de la maladie sur l'arbre même, ensuite la formation des spores qui propageraient le mal sur d'autres arbres.

5° Le mieux serait évidemment de sacrifier les 50 bouw très malades, puisque tous les arbres y sont perdus. Il faudrait tout arracher, laisser la plantation en friche quelque temps, puis pendant un an ou deux, utiliser le terrain pour une autre culture (maïs, arachis, etc.); ensuite on pourrait replanter des cocotiers, que l'on surveillerait attentivement. Car il faut appuyer sur ce fait qu'on s'y est pris trop tard pour la surveillance, et qu'ainsi on n'a pas pu prendre assez rapidement les mesures convenables. L'arrachage de toute une partie de la plantation aura encore un autre avantage: quand on la replantera dans deux ou trois ans, on aura sans doute réussi, par une surveillance active à éloigner la maladie du reste de la plantation; là les arbres auront repris leur vigueur, et ayant passé l'âge critique sur lequel j'ai

insisté, seront hors de danger. On pourra se consacrer alors entièrement aux nouveaux terrains, et lorsque ceux-ci auront atteint victorieusement l'âge de deux ans, on pourra déboiser puis planter de nouvelles régions. On aura ainsi dans toute la plantation des parcelles de différents âges faciles à surveiller.

6° Il importera de laisser entre les divers terrains des régions boisées qui formeront des barrières naturelles et de séparer les parcelles ou même de toutes petites parties de celles-ci par des barrières artificielles sous forme de cultures plus élevées que les jeunes pieds qu'elles protégeront. Il serait très important que les propriétaires voisins, quelle que soit l'importance de leurs cultures, prissent des mesures générales pour lutter contre le mal. Mais si de semblables mesures d'ensemble ne pouvaient être prises, l'établissement de barrières serait un remède à ce manque d'entente: les conidies développées dans une plantation ne pourraient pas facilement pénétrer dans les autres.

7° Comme il se pourrait que *Pestalozzia Palmarum* s'attaquât aux palmiers de la forêt voisine, entre autres à l'*Arenga*, il sera bon de surveiller ce point, et d'arracher, puis de brûler sur place les *Arenga* malades.

8° Le fumage intensif, qui n'a pas donné jusqu'ici les résultats attendus, pourrait être essayé de nouveau: nous avons vu plus haut que la maladie s'établit au moment où la jeune plante a épuisé la réserve de la semence; c'est à ce moment précis qu'il faudrait fournir à la plante une nourriture abondante pour faciliter les débuts de sa vie indépendante et lui donner la vigueur nécessaire pour résister à l'envahissement du parasite.

9° Il faudra tâcher de détruire également *Helminthosporium incurvatum*; comme nous l'avons dit, ce champignon favorise très certainement l'extension de la maladie, con-

tribue à l'épuisement de la plante et à la gravité des ravages. Il ne faudra pas négliger non plus la surveillance des taches jaunes constatées sur les feuilles de cocotier et causées par un champignon qui ne paraît pas dangereux; les circonstances pourraient une fois ou l'autre favoriser son développement et occasionner des dommages.

Quant aux résultats consignés dans la partie botanique de cette étude, il n'est pas nécessaire d'en donner un résumé, l'explication des figures en tiendra lieu.

V. EXPLICATION DES FIGURES

La Photographie a été exécutée par M. HUYSMANS, photographe au Département de l'Agriculture à Buitenzorg. — Tous les dessins ont été faits à la chambre claire d'Abbé.

PL. I.

Photographie d'une feuille d'herbier.

1° A gauche en haut, des feuilles d'*Eriodendron anfractuosum* avec des taches plus ou moins carrées, limitées par les nervures, et causées par *Ramularia Eriodendri* Rac.

2° Fragments de feuilles de *Cocos nucifera* attaquées par *Pestalozzia Palmarum* Cooke et *Helminthosporium incurvatum* Bern. On voit les petites taches caractéristiques souvent bordées de blanc, puis les grandes taches desséchées, grisâtres, et dans lesquelles on peut distinguer de très petits points noirs qui sont les pustules conidiennes de *Pestalozzia* et des teintes plus foncées formées par les fructifications de *Helminthosporium*. Env. $\frac{2}{3}$ grandeur naturelle.

PL. II.

Helminthosporium incurvatum Bern.

Fig. 1. Conidie arquée à 13 cellules, 150 μ , membranes épaisses, lisses, cicatrice basilaire.— Gross. env. 475.

Fig. 2. Conidie de 120 μ un peu étranglée aux septa; 8 cellules. Gross. env. 475.

Fig. 3. Conidie de 125 μ . 10 cellules. Gross. env. 475.

Fig. 4. Hyphes fertiles, bruns, septés. On distingue les hyphes végétatifs bien nets dans les tissus de la feuille. La cellule inférieure du conidiophore, insérée entre deux cellules épidermiques est un peu renflée en bulbe. Gross. env. 300.

Fig. 5. Idem. Gross. env. 300.

Fig. 6. Les conidiophores sortent de l'épiderme en écartant deux cellules et non pas par les ouvertures stomatiques. Ce filament, avec ses 11 cellules mesure 280 μ . Il porte une conidie longue de 110 μ , comprenant 9 cellules et fixée par le point où une petite cicatrice est visible chez les conidies détachées. Gross. env. 300.

Pestalozzia Palmarum Cooke.

Fig. 7. Conidie 5-cellulaire, 20 μ . La cellule supérieure hyaline avec 3 cils, les trois médianes brunes, l'inférieure hyaline avec un fragment du conidiophore filiforme. Gross. env. 675.

Fig. 8. Idem. Longueur de la conidie 26 μ , longueur des cils 15-23 μ . Gross. env. 675.

Fig. 9. Idem. Conidie 26 μ , un des cils 37 μ . Gross. env. 675.

Fig. 10. Coupe à travers une feuille de *Cocos*. L'épiderme a crevé sous la poussée de la pustule conidienne. La cupule bourrée de conidies est tapissée pas des filaments. On peut suivre entre les cellules les hyphes végétatifs. On distingue les cils et les conidiophores très serrés, filiformes et parallèles. Gross. env. 250.

Fig. 11. Hyphes en culture sur milieu de Kruffy agarisé. Gross. env. 250.

Fig. 12. Idem dans une partie desséchée de la culture; les filaments ont des cloisons beaucoup plus rapprochées, souvent presque en chapelets; le contenu des cellules a davantage de grosses granulations de substance grasse. Gross. env. 250.

PL. III.

Pestalozzia Palmarum Cooke.

Fig. 13. Une pustule conidienne jeune, née sur agar-agar; filaments parallélisés renflés en ampoule au sommet. Cette ampoule grossit et se cloisonne pour former les conidies 5-cellulaires. Gross. env. 900.

Fig. 14. Divers stades de développement des conidies; formation des cellules; origine et développement des cils. Gross. env. 900.

Fig. 15. Une conidie adulte montrant le lumen des cils et les deux cellules brunes supérieures plus colorées et plus granuleuses que la cellule inférieure. Longueur 25μ , largeur 7μ , Cils de 21 et 24μ . Gross. env. 1000.

Fig. 16. Une conidie née comme la précédente en culture sur agar. 27μ sur $6\frac{1}{2}$. Trois cils de 25-27 μ , fragment du conidiophore de $6\frac{1}{2}\mu$. Gross. env. 650.

Fig. 17. Une conidie mise en chambre humide le 5 Mars à midi et dessinée à 5 h. La cellule inférieure a gonflé, est devenue hyaline avec, en clair, une ligne d'amincissement selon le diamètre transversal. Les deux cellules supérieures sont restées foncées. Gross. env. 650.

Fig. 18. Idem. Dessiné le 6 Mars. La cellule inférieure a poussé un filament septé à l'endroit de la ligne d'amincissement. Gross. env. 650.

Fig. 19. Idem. Dessiné le 7 Mars. Conidie de 25μ . Le filament, avec sa cellule initiale renflée mesure 60μ . Les

cloisons sont nombreuses et le contenu assez fortement granuleux. Gross. env. 650.

Fig. 20-24. Divers stades de conidies en voie de germination, mises en chambre humide le 8 Mars à midi, dessinées à 5 h. Cellules supérieures brunes. Cellule germinative gonflée, hyaline, avec zone d'amincissement de la membrane par où germent 1-2 filaments vigoureux, peu cloisonnés, à contenu homogène et mesurant jusqu'à 75 μ . Gross. env. 650.

Fig. 25. Idem. La cellule supérieure a poussé aussi un filament germinatif. Gross. env. 650.

Fig. 26-28. Idem. Dessiné le 9 Mars. Un ou deux filaments; relativement peu de cloisons et peu de ramifications. Filaments de 100-200 μ . Dans la même préparation d'autres filaments atteignaient jusqu'à 700 μ et plus. Gross. env. 475.

PL. IV.

Pestalozzia Palmarum Cooke.

Fig. 29. Conidies semées le 8 Mars, dessinées le 9. Fortes germinations (fragments de filaments). Relativement peu de ramifications et peu de cloisons. Gross. env. 475.

Fig. 30. Conidie en présence du sublimé à 1/1000. Contenu cellulaire contracté. Semée le 10 Mars, dessinée le 11. Gross. env. 475.

Fig. 31. Conidies semées le 10 Mars en présence d'alun à 1/100. Divers stades de germinations dessinées le 11 Mars. Les conidies n'ont pas été tuées; elles ont gonflé fortement, puis ont poussé 2-4 lobes ou des filaments atteignant 25 μ au maximum. Gross. env. 475.

Fig. 32. Divers stades de germinations de conidies semées le 10 Mars en présence d'arsenic blanc à 1/100. Dessinées le 12 Mars. Gonflement des cellules germina-

tives, filaments très cloisonnés, souvent presque en chapelets. Lignes d'amincissement bien visibles, granulations d'huile. Gross. env. 550.

Fig. 33. Conidies semées le 12 Mars en présence d'acide carbolique à 1/1000. Hypertrophies et lobes des cellules germinatives. Dessinées le 13 Mars à 10 h. Gross. env. 350.

Fig. 34. Idem. Dessinées le 13 Mars à 5 h. Les cellules ont bourgeonné, les filaments très ramifiés et en chapelets ont l'apparence de fausses-levures. Gross. env. 350.

Fig. 35. Idem. Dessiné le 14 Mars. Les filaments se sont allongés; ils sont toujours fortement ramifiés et cloisonnés. Gross. env. 250.

Fig. 36. Conidies semées le 14 Mars, dessinées le 15. La cellule supérieure (chlamydospore) a aussi germé. Le filament émané de la cellule supérieure a une membrane distincte de celle de la chlamydospore. Gross. env. 300.

Fig. 37. Conidies semées le 15 Mars, dessinées le 16. La cellule supérieure seule a germé. Gross. env. 300.

Fig. 38. Idem. La cellule médiane a poussé un filament dont la membrane est distincte de celle de la chlamydospore. Gross. env. 300.

Fig. 39. Conidies placées le 18 Mars en présence d'arsenic blanc; dessinées le 19 Mars. Hypertrophies et lobes des cellules germinatives qui finissent par pousser des filaments en chapelets bourgeonnants. Gross. env. 300.

Fig. 40. Conidies placées le 18 Mars en présence d'acide carbolique à 1/100. Les cellules germinatives ont bourgeonné des filaments courts, tôt ramifiés en chapelets et présentant des formes très caractéristiques de fausses-levures. Dessinées le 19 Mars. Gross. env. 300.

BEGONIA BIPINNATIFIDA n. sp.

von

J. J. SMITH.

Herba erecta, gracilis, ramosa. Caules teretes, flexuosi, rubri, adulti nodis incrassatis. Folia disticha, petiolata, in circumferentia oblique oblongo-ovata, acuta, basi oblique obtusa vel leviter semicordata, profunde bipinnatifida, utrinque 12-16laciniata, laciniis apicem versus decrescentibus, oblongis lanceolatisve, interdum fere rhomboideis, obtusangulo-canaliculatis, superioribus brevibus integris, lacinulis lanceolatis triangularibusve, majoribus dentatis, omnibus obliquis, acutis, mucronulatis, glabriuscula, subtus in nervis pilis perpaucis, adpressis, crassis, subulatis, pluricellularibus obsita, nitida, viridia, subtus pallidiora, pallide punctata, nervis prominentibus, rubescentibus, c. 6.5-7.5 cm. longa, 3-4.5 cm. lata; petiolus supra sulcatus, ruber, c. 1-2.3 cm. longus. Stipulae 2, adpressae, oblongae, acutae, longe mucronatae, concavae, uninerviae, semipellucidae, pallide rubescentes, c. 0.6 cm. longae, 0.2-0.23 cm. latae. Inflorescentiae terminales, breves, 1-3florae, bisexuales. Flores ♂ pedicellati, pedicello rubescenti, c. 1 cm. longo. Perianthii segmenta 2, reniformia, late rotundata, basi emarginata, multinervia, albescentia, late pallide virescenti-marginata, usque ad basin c. 0.85 cm., in totum 1 cm. longa, 1.2 cm. lata. Stamina c. 33, clavata, basi in columnam brevem connata, fasciculum sessilem, conicum, obtusum, dorsaliter compressum, c. 0.45 cm. longum et latum formantia;

filamenta brevia, subcompressa, alba, c. 0.05-0.1 cm. longa; antherae erectae, extrorsae, clavato-obovatae, a dorso compressae, basi acutae, apice interdum inaequali emarginatae, rimis longitudinalibus dehiscentes, luteae, c. 0.125-0.175 cm. longae. Flores ♀ pedicello rubescenti, c. 0.6-0.7 cm. longo. Perianthii segmenta 5, paulum inaequalia, oblonga vel elliptica, obtusa vel obtusiuscula, concava, pallide rosea, apicem versus pallide virescentia, c. 1-1.1 cm. longa, 0.675-0.575 cm. lata. Styli 3, erecti, divergentes, filiformes, aurei, c. 0.4 cm. longi; stigmata semilunata, c. 0.15 cm. lata, velutina, cruris brevibus, apice obtusis, subtortis. Ovarium fere aequaliter triala-tum, dilute olivaceum, alis basi late rotundatis, apicem versus paulum dilatatis, subirregulariter marginatis, apice late acutis vel fere rectangulis, c. 0.9 cm. longis, 0.5-0.6 cm. latis, triloculare; placentae alte bifidae, utrinque multiovulatae; ovula subobovato-ovalia, c. 0.025 cm. longa.

Hab. Niederländisch Neu-Guinea, auf dem Berge Horne.

Diese der doppeltfiederteiligen Blätter wegen bemerkenswerte Art wurde 1903 während der Untersuchungsreise des Herrn Prof. WICHMANN vom Mantri DJIBDJA entdeckt und in lebendem Zustande in den botanischen Garten zu Buitenzorg eingeführt. Sie wächst an steinigen Stellen im Urwalde ziemlich hoch auf dem Berge Horne.

In kultiviertem Zustande blüht sie nur selten: bis jetzt habe ich nur eine ♂ und eine ♀ Blüte untersuchen können. Ausserdem sind die Blüten klein und indifferent gefärbt.

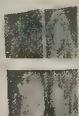
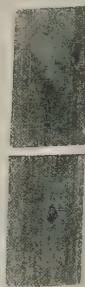
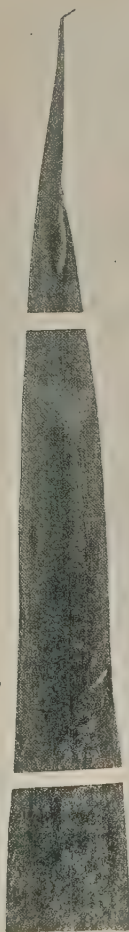
Es ist jedoch eine sehr zierliche Blattpflanze, welche beim ersten Anblick gewissen Araliaceen ähnlich sieht.

Begonia bipinnatifida J. J. S. gehört wohl in die Sektion *Petermannia* Klotsch.



Ramularia Endonea Bacc.

In *Sp. Indonea* (in *Sp. Indonea*) - August 1900.



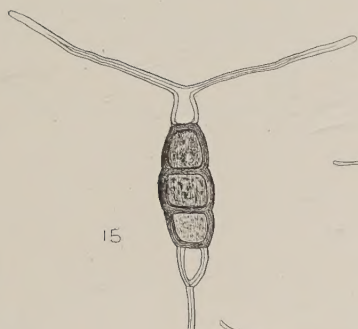
Pestalotzia Reticularis Cooke
et *Helminthosporium incurvatum* Bern
in foliis *Cocos nuciferae* (Ly. Bagnard 1900)
Kempit Ins. Javae orientalis.
(*H. incurvatum* in maculis lividis.)



13



14



15



16



17



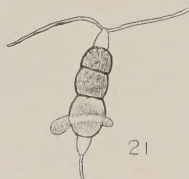
18



19



20



21



22



23



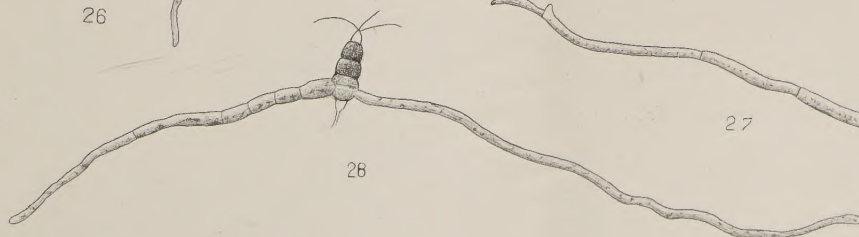
24



25



26



27

28

